E. STRASBURGER

# Das Kleine Botanische Praktikum für Anfänger

Sechste Auflage

JENA,
Verlag von Gustav Fischer

# DAS KLEINE

# BOTANISCHE PRAKTIKUM.

Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/daskleinebotanis0000estr

# DAS KLEINE
# BOTANISCHE PRAKTIKUM
# FÜR ANFÄNGER.

---

ANLEITUNG
ZUM
SELBSTSTUDIUM DER MIKROSKOPISCHEN BOTANIK
UND
EINFÜHRUNG IN DIE MIKROSKOPISCHE TECHNIK

VON

DR. EDUARD STRASBURGER
O. Ö. PROFESSOR DER BOTANIK AN DER UNIVERSITÄT BONN.

---

**SECHSTE UMGEARBEITETE AUFLAGE.**

MIT 128 HOLZSCHNITTEN.

VERLAG VON GUSTAV FISCHER IN JENA.
1908.

Alle Rechte vorbehalten.

# Vorwort zur sechsten Auflage.

Das „Kleine botanische Praktikum“ ist für Anfänger bestimmt. Es wendet sich an Solche, die, ohne Botaniker von Fach werden zu wollen, mit den Grundlagen der wissenschaftlichen Botanik sich aus eigner Anschauung vertraut zu machen wünschen. Die botanische Arbeit am Mikroskop führt auch am besten in die mikroskopische Technik ein, weil die Behandlung pflanzlicher Objekte leichter als tierischer ist. Es sollte daher ein Jeder, der durch seinen Lebensberuf darauf angewiesen ist, ein Mikroskop zu benutzen, die hierzu erforderlichen Fertigkeiten sich zunächst beim Studium botanischer Objekte erwerben.

Der zu bewältigende Stoff ist im vorliegenden Buche auf 32 Abschnitte verteilt, der Zahl der Tage etwa entsprechend, an denen sich im Laufe eines Universitäts-Semesters Übungen mit Anfängern, die noch andern Studien obliegen, vornehmen lassen. Es wird vorausgesetzt, daß eine jede solche Übung mehrere Stunden dauert. In dieser Zeit dürfte es auch dem Ungeübten gelingen, die ihm gestellte Aufgabe in befriedigender Weise zu lösen. Nur der letzte Abschnitt des Buches wird, weil er einen ausgedehnteren Gegenstand behandelt, sich in diesen engen Rahmen nicht zwingen lassen. Die Reihenfolge der Aufgaben ist so gewählt, daß sie steigende Anforderungen an die Beobachtungsgabe und die Geschicklichkeit des Beobachters stellen. Der erste Abschnitt setzt völlige Unkenntnis der zu benutzenden Instrumente bei dem Anfänger voraus; hingegen wird angenommen, er sei mit dem Inhalt eines der neueren Lehrbücher der Botanik vertraut, oder habe eine Vorlesung über allgemeine Botanik bereits gehört. Bei solcher Vorbereitung dürfte er auch ohne fremden Beistand, mit Hilfe dieses Buches, sich in die mikroskopische Botanik und gleichzeitig auch in die mikroskopische Technik einzuarbeiten vermögen.

Die für die Untersuchung erforderlichen Pflanzen werden sich meist unschwer erlangen lassen. Vielfach habe ich auch auf die Benutzung von Alkoholmaterial hingewiesen, um die Beobachtungen von der Jahreszeit, in der die Pflanze frisch zu haben ist, soweit zulässig, unabhängig zu machen. Damit aber für die Beschaffung des nötigen Materials rechtzeitig gesorgt werde, gebe ich in einem besonderen Register die Zeit an, in welcher die in Betracht kommenden Pflanzen im nötigen Entwicklungszustand stehen, um entweder sofort untersucht oder in Alkohol eingelegt zu werden.

Kenntnisse, die mir der Fortschritt unserer Wissenschaft seit dem Erscheinen der fünften Auflage dieses Buches brachte, und weitere Erfahrungen, die ich zu sammeln Gelegenheit fand, suchte ich in dieser neuen Auflage zu verwerten. Die Anordnung des Stoffes, die sich als praktisch bewährte, habe ich beibehalten, den Inhalt aber einer eingehen-

den Kritik unterworfen, den Text geändert überall, wo es mir wünschenswert erschien, eine Anzahl von Figuren durch andere ersetzt. Die Zahl der in den einzelnen Abschnitten behandelten Gegenstände steht auch in dieser sechsten Auflage hinter jener der ersten zurück. Ich verminderte sie in der Überzeugung, daß es für den Lernenden besser sei, wenige Objekte gründlich, als viele oberflächlich kennen zu lernen. Bei beschränkter Zeit wird es übrigens auch jetzt noch geboten sein, nur einen Teil der in umfangreicheren Abschnitten behandelten Beispiele durchzunehmen. Um den Schwierigkeiten zu begegnen, welche die Beschaffung einzelner, ganz bestimmter Pflanzen unter Umständen verursachen kann, habe ich, soweit tunlich, auch Ersatzpflanzen in Vorschlag gebracht.

Über jedem Abschnitte sind die erforderlichen Pflanzen aufgezählt, so auch die nötigen Reagentien genannt, die zu Beginn der Arbeit bereit stehen sollen. Da manche Untersuchungsobjekte eine bestimmte Vorbehandlung verlangen, es sich im besondern empfiehlt Alkoholmaterial tags zuvor in ein Gemisch von Alkohol und Glyzerin zu legen, damit es sich besser schneiden lasse, so wird man gut tun, die Überschrift eines jeden Abschnittes rechtzeitig zu berücksichtigen.

Ich habe mich in dem allgemeinen Register nicht ganz auf die im Text behandelten mikrotechnischen Hilfsmittel beschränkt, vermehrte vielmehr innerhalb gewisser Grenzen die Angaben, um allen berechtigten Ansprüchen gerecht zu werden. Bei bestimmten Reagentien hielt ich es auch für geboten, die Art ihrer Herstellung anzuführen, möchte aber bemerken, daß der Anfänger im Allgemeinen besser tun wird, sie fertig zu beziehen.

Den Gebrauch der Instrumente und Utensilien, sowie die Anwendung der Reagentien, soll der Anfänger im Lauf seiner Arbeit erlernen, daher die entsprechenden Angaben durch den Text zerstreut sind, doch ist das allgemeine Register so ausführlich gehalten, hat in dieser neuen Auflage im Besonderen noch eine solche Erweiterung erfahren, daß es das Auffinden jeder erwünschten Auskunft im Text leicht gestatten wird.

Die Bakterien konnten als botanische Objekte hier nicht übergangen werden. Bei der großen Ausdehnung, welche ihr Studium gewonnen hat, mußte ich aber meine Aufgabe in verhältnismäßig enge Schranken fassen. Das was ich biete mag daher nur als Einführung in ihre Kenntnis gelten, als eine Vorbereitung, die immerhin ausreichen dürfte, um den Anfänger zu weiterer Arbeit auf diesem Gebiete zu befähigen.

Die Figuren des vorliegenden Werkes habe ich nach der Natur gezeichnet. Fast alle Angaben des Textes beruhen, selbst wenn sie nur Bekanntes bringen, auf meinen eigenen Untersuchungen.

Schließlich möchte ich dem Anfänger noch empfehlen, bei etwaiger Anschaffung von Instrumenten und Utensilien, die Jahreszahl des Katalogs, nach welchem er seine Bestellung ausführt, zu nennen. Das ist notwendig, weil die Nummern und die Bezeichnungen der Gegenstände nicht selten in den Werkstätten eine Änderung erfahren.

Bonn, im Oktober 1908.

**Eduard Strasburger.**

# Inhaltsübersicht.


Seite

**Einleitung.** Wahl eines Mikroskops. Stative, Objektive und Okulare. Präpariermikroskope. Bildumkehrende Prismen, Okulare und Objektive. Lupen. Zeichenapparate. Mikrometer. Arbeitstisch. Lichtquellen. Objektträger und Deckgläser. Andere Utensilien. Schneiden der Objekte. Präparatenkästen. Reagentien . . . . . 1

**I. Abschnitt.** Gebrauch des Mikroskopes. Herstellung eines Präparates. Wechsel der Objektive. Bau der Stärke. Große feuchte Kammer. Gebrauch der Immersionssysteme, des Abbeschen Beleuchtungsapparates und des Polarisationsapparates . . . . . 11

**II. Abschnitt.** Klebermehl. Fettes Öl. Herstellung von Dauerpräparaten . 24

**III. Abschnitt.** Protoplasmaströmung. Zellkern. Zeichnen mit der Camera. Bestimmung der Vergrößerung . . . . . 32

**IV. Abschnitt.** Chromatophoren. Farbiger Zellsaft . . . . . 39

**V. Abschnitt.** Gewebe. Wandverdickung. Reaktionen auf Zellulose, Pektinstoffe, Zucker, Nitrate, Inulin, Phosphate, Kalzium . . . . 45

**VI. Abschnitt.** Epidermis. Handmikrotom. Spaltöffnungen . . . . . 51

**VII. Abschnitt.** Haare. Stacheln. Kristalle. Schleim und Wachs . . . . 57

**VIII. Abschnitt.** Geschlossene kollaterale Gefäßbündel. Dickenwachstum der Monokotylen . . . . . 63

**IX. Abschnitt.** Offene kollaterale Gefäßbündel. Dickenwachstum der Dikotylen 73

**X. Abschnitt.** Bau des Koniferenstammes. Holzstoffreaktionen . . . . . 78

**XI. Abschnitt.** Bau des Lindenstammes . . . . . 88

**XII. Abschnitt.** Zentralzylinder und sekundäres Dickenwachstum der Wurzel 93

**XIII. Abschnitt.** Gefäßbündel der Pteridophyten . . . . . 96

**XIV. Abschnitt.** Kork. Lentizellen . . . . . 100

**XV. Abschnitt.** Bau der Laub- und Blumenblätter. Gefäßbündelendigung . . 104

**XVI. Abschnitt.** Vegetationskegel des Stammes und Gewebesonderung. Präpariermikroskop . . . . . 110

**XVII. Abschnitt.** Vegetationskegel der Wurzel . . . . . 117

**XVIII. Abschnitt.** Vegetativer Aufbau der Bryophyten . . . . . 120

**XIX. Abschnitt.** Vegetativer Aufbau der Pilze, Flechten und Algen. Härtung und Färbung des Zellinhaltes . . . . . 126

**XX. Abschnitt.** Diatomeen, Spaltalgen, Hefe . . . . . 134

**XXI. Abschnitt.** Bakterien. Ihre Gestalten. Methoden der Untersuchung. Deckglaspräparate. Härtung und Färbung der Bakterien. Sporenfärbung. Untersuchung der Gewebe auf Bakterien. Ihre Härtung und Färbung. Entwicklungsgeschichte. Bakterienkulturen auf durchsichtigen festen Medien. Aussehen der Kulturen . 140

Seite

**XXII. Abschnitt.** Reproduktion der Algen . . . . . 156
**XXIII. Abschnitt.** Reproduktion der Pilze . . . . . 161
**XXIV. Abschnitt.** Reproduktion der Pilze und Flechten . . . . . 166
**XXV. Abschnitt.** Reproduktion der Bryophyten . . . . . 170
**XXVI. Abschnitt.** Reproduktion der Pteridophyten . . . . . 177
**XXVII. Abschnitt.** Reproduktion der Gymnospermen . . . . . 184
**XXVIII. Abschnitt.** Androeceum der Angiospermen . . . . . 191
**XXIX. Abschnitt.** Gynaeceum der Angiospermen . . . . . 198
**XXX. Abschnitt.** Anlage und Bau des Samens der Angiospermen . . . . 205
**XXXI. Abschnitt.** Frucht der Angiospermen . . . . . 210
**XXXII. Abschnitt.** Zell- und Kernteilung. Härtung des Zellinhaltes und Einbettung der Objekte. Mikrotome. Aufkleben und Färben der Schnitte. Zusammenhang der Protoplasten . . . . . 214
**Register I.** Verzeichnis der untersuchten Pflanzen . . . . . 236
**Register II.** Verzeichnis der notwendigsten Reagentien und Farbstoffe . . . 238
**III. Allgemeines Register** . . . . . 239

# Einleitung.

Wahl eines Mikroskops. Stative. Objektive und Okulare. Präpariermikroskope. Bildumkehrende Prismen, Okulare und Objektive. Lupen. Zeichenapparate. Mikrometer. Arbeitstisch. Lichtquellen. Objektträger und Deckgläser. Andere Utensilien. Schneiden der Objekte. Präparatenkästen. Reagentien.

In den botanischen Instituten der meisten Hochschulen findet der Studierende die Instrumente vor, die für seine Arbeit erforderlich sind. Wer daheim mit Hilfe dieses Buches in die mikroskopische Botanik eingeführt werden möchte oder den Wunsch hat, unter allen Umständen ein eigenes Mikroskop zu besitzen, der mag eine Wahl innerhalb der nachstehenden Zusammenstellungen treffen.

Carl Zeiß, Optische Werkstätte in Jena, Stativ V (Fig. 3), mit grober Einstellung durch Zahn und Trieb, den achromatischen Objektiven (Objektivsystemen, Systemen) B und D und den Huyghensschen Okularen 2, 4 und 5. Dieses Instrument läßt Vergrößerungen von 74 bis 580 zu und kostet mit gewöhnlicher Zylinderblende am Stativ 133 Mk., mit Kondensor und Iriszylinderblende 20 Mk. mehr.

Wer mit der Absicht umgeht, weiterhin sein Instrument durch Immersionssysteme zu ergänzen oder mit Apochromaten auszurüsten, wird sofort ein größeres Stativ anschaffen müssen. Ich empfehle unter den Zeißschen Instrumenten alsdann das Stativ III (Fig. 4), welches freilich mit Zylinderblende, ohne Objektive und Okulare auf 205 Mk. zu stehen kommt. Der Oberkörper dieses Stativs läßt sich neigen, es besitzt einen festen, runden Objekttisch von 11 *cm* Durchmesser, der durch zwei Schrauben bewegt werden kann. Die grobe Einstellung wird an ihm durch Zahn und Trieb, die feine Einstellung durch eine mit geteiltem Kopf versehene Mikrometerschraube vollzogen. Dieses Stativ ist mit Einrichtungen versehen, die eine nachträgliche Ergänzung des Objekttisches und des Beleuchtungsapparates ohne weiteres ermöglichen. Die Objektive B und D und die drei Okulare 2, 4 und 5 würden den Preis des Instrumentes um 83 Mk. erhöhen. Wer eine so bedeutende Ausgabe für das Stativ nicht scheut, tut überhaupt besser, sofort auch den Abbeschen Beleuchtungsapparat, sowie Apochromatobjektive und Kompensationsokulare anzuschaffen, womit er über ein Instrument verfügt, daß der höchsten Leistungen fähig ist, welche die optische Technik jetzt ermöglicht. Genügen würden das trockene Apochromatobjektiv von 8,0 *mm* Äquivalentbrennweite im Preise von 100 Mk. und das Apochromatobjektiv für homogene Immersion von 2,0 *mm* Äquivalentbrennweite im Preise von 300 Mk., zu welchen noch die Kompensationsokulare 2, 4, 8, 12 und 18 im Preise von 125 Mk.

hinzukämen. Ein solches Instrument würde Vergrößerungen von 62 bis 2250 gestatten.

Hervorgehoben aber sei, daß die zuerst vorgeschlagene Kombination: Stativ V mit 2 Objektiven und 3 Okularen, für die Lösung der meisten Aufgaben dieses Buches ausreicht. Um den sämtlichen Anforderungen, die es stellt, zu genügen, wäre die Ergänzung des Instrumentes durch ein stärkeres achromatisches Objektiv, etwa das Trockensystem F ohne Korrektionsfassung, für 75 Mk. oder die Wasserimmersion J ohne Korrektionsfassung, für 110 Mk. oder die homogene Immersion $^1/_{12}$ mit 1,30 numerischer Apertur, für 125 Mk., erforderlich. Die genannten Objektive lassen sich mit dem Stativ V noch sehr wohl gebrauchen, namentlich wenn letzteres mit dem weiterhin empfohlenen Beleuchtungssystem Nr. 37 oder 3805, mit Irisblende, versehen ist. Mit diesen Objektiven wären Vergrößerungen bis 1350 bzw. 1340 zu erzielen. Ich würde dem Anfänger vornehmlich zu der homogenen Immersion $^1/_{12}$ raten, die mit dem Okular 2 515, dem Okular 4 920, dem Okular 5 1340 mal vergrößert.

Die Zeißschen Instrumente sind verhältnismäßig teuer, zeichnen sich aber durch vorzügliche und gleichmäßige Ausführung aus. Als wesentlich billigere und doch sehr gute Instrumente, mit welchen alle Aufgaben des vorliegenden Buches zu lösen sind, kann ich weiter empfehlen:

Ernst Leitz in Wetzlar, Stativ IIb, Nr. 4 mit den Objektiven 3 und 7 und den Okularen I und III; Vergrößerungen von 60 bis 450; Preis 110 Mk. Die grobe Einstellung wird an diesem Stativ durch Zahn und Trieb vollzogen. Es ist mit Gelenk zur Neigung versehen. Dazu etwa, bei Wunsch höherer Leistungen, das Objektiv für homogene Immersion $^1/_{12}$ für 100 Mk., welches mit Okular I Vergrößerungen von 555, mit Okular III von 800, mit Okular IV von 1000 und mit Okular V von 1300 ergibt. Ein Revolver für zwei Objektive erhöht den Preis um 15 Mk., für drei Objektive um 20 Mk. Von den großen Leitzschen Instrumenten wäre das Stativ C zu empfehlen, das mit großem Abbeschen Beleuchtungsapparat, den Objektiven 2, 4, 7, der homogenen Immersion, $^1/_{12}$, den Okularen I, III, IV und V und einem Revolver für drei Objektive 420 Mk. kostet. Es liefert Vergrößerungen von 33 bis 1300.

W. & H. Seibert in Wetzlar, Stativ 6Ad, mit den Objektiven 2 und 5 und den Okularen 1 und 3. Vergrößerungen von 71 bis 600. Preis 125 Mk. Die grobe Einstellung mittels Zahn und Trieb. Zylinderblende. Dazu etwa das Objektiv für homogene Immersion, $^1/_{12}$, für 100 Mk., Vergrößerungen mit Okular 1 610, mit Okular 3 1220 mal. Stativ 6 mit Gelenk zur Schiefstellung 10 Mk. mehr. Ein einfacher Beleuchtungsapparat (Nr. 38) bei Anwendung der stärkeren Objektive 20 Mk.

R. Winkel in Göttingen, Stativ 5, mit verschiebbarem Tubus in der Hülse, Objektive 3 und 7, Okulare 2 und 4. Vergrößerung von 77 bis 720. Mit Glockenblende an einem Gelenkarm 136 Mk. Im Falle der Anschaffung des größeren Stativs 4 mit Zahn und Trieb würde sich der Preis um 22 Mk. erhöhen; mit dem einfachen Beleuchtungsapparat (Nr. 3) um weitere 20 Mk. Dazu etwa die homogene Immersion $^1/_8$, die mit Okular 1 eine Vergrößerung von 412, mit Okular 4 von 1095, mit Okular 5 von 1650 gibt, 110 Mk.

Von ausländischen Firmen wären zu nennen:

C. Reichert, Wien VIII, Bennogasse 24—26. Kleines Stativ IV, Nr. 24, mit den Objektiven 3 und 7a und den Okularen II, III und IV.

Vergrößerung 40 bis 650. Grobe Einstellung durch Verschiebung des Tubus. Scheibenblende. Preis 95 Mk. Sehr preiswert ist das Stativ H III, Nr. 19; mit Hartgummitisch; zum Umlegen eingerichtet; grobe Einstellung durch Zahn und Trieb, feine durch Mikrometerschraube; mit Abbeschem Kondensor im Preise von 122 Mk.; mit Handhabe zum Anfassen des Instruments 8 Mk. mehr. Mit denselben Objektiven und Okularen ausgerüstet wie das zuvor genannte Instrument würde dieses 87 Mk. mehr kosten, bzw. nur 57 Mk. mehr, wenn mit einfachem schwarz lackierten, sogenannten englischen Fuß versehen. Zu ergänzen wäre dieses Instrument etwa noch durch das Objektiv für homogene Immersion $^1/_{12}$ Nr. 18b, im Preise von 100 Mk. Revolver für 2 oder 3 Objektive 15 oder 20 Mk. Auch werden von C. Reichert große Stative verschiedener Konstruktion und auch Apochromate angefertigt.

Maison Vérick, jetzt Maurice Stiassnie in Paris, Boulevard Raspail 204, dessen Instrumente jetzt in Frankreich und F. Koristka in Mailand, via Guiseppe Revere 2, dessen Instrumente in Italien sehr verbreitet sind. Beide liefern Instrumente von ähnlichem Bau wie die Zeißschen, Koristka auch Apochromate. Bei Stiassnie würde Anfängern Stativ IX mit verschiebbarem Tubus, Objektiven 3 und 7, Okularen I und III, Vergrößerung 64 bis 621, drehbare Blendscheibe, Preis 128,10 fr., zu empfehlen sein, ein Instrument, das in den meisten französischen Instituten, Anfängern zur Verfügung gestellt wird. Entsprechend leistungsfähiger ist das Stativ VIII, mit Zahn und Trieb, ebenfalls nur mit Blendscheibe versehen, ohne Objektive und Okulare für 95,50 fr. Bei Koristka entspricht dem gleichen Zwecke am besten Stativ VIII, Objektive 3 und 7, Okulare 2 und 4, Vergrößerung 65 bis 480. Mit Zylinderblendung, Preis 151, mit einfachem Abbeschen Beleuchtungsapparat 171 it. L. Die Anschaffung des größeren Stativs V, mit Zahn und Trieb, Gelenk zur Neigung und dem einfachen Abbeschen Beleuchtungsapparat, würde den Preis um 65 it. L. erhöhen. Ein Revolver für 2 Objektive 25, für 3 Objektive 30 it. L.

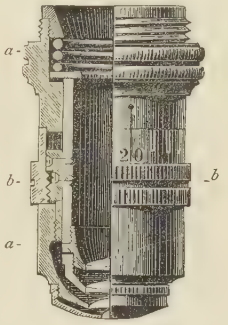



Fig. 1. Objektiv mit Korrektionsfassung von Zeiß. Durch den Korrektionsring *b b* wird die Entfernung zwischen den beiden oberen Doppellinsen und den beiden mit der Fassung *a a* festverbundenen unteren Linsen verändert. Nat. Größe.

Powell & Lealand in London, Euston Road NW., Nr. 170, R. & J. Beck, Optical Co., 68, Cornhill, London, E. C. und Bausch & Lomb, Rochester, N. Y. U. S. A., Vertreter in Frankfurt a. M., Bahnhofsplatz 8, sind die bekanntesten optischen Werkstätten in England und Amerika. In beiden Ländern werden außerdem viel Instrumente deutscher Werkstätten benutzt.

Die Benutzung der Objektive für Wasserimmersion ist gegen die für Ölimmersion sehr zurückgegangen, ein Anfänger, der sich trotzdem ein Objektiv für Wasserimmersion anschaffen will, tut besser, es ohne Korrektionsfassung zu nehmen, da der richtige Gebrauch der Korrektion Übung verlangt. Ein Wasserimmersionssystem ohne Korrektion ist auf eine mittlere, von dem Optiker näher bezeichnete Deckglasdicke eingestellt, und man hat für Deckgläser von der angegebenen Dicke zu sorgen. An der Korrektionsfassung ist, wo diese vorhanden, eine Teilung und Bezifferung angebracht, welche, innerhalb bestimmter Grenzen, die Einstellung auf eine gegebene Deckglasdicke zuläßt (Fig. 1). Alle Zeißschen Objektive in fester Fassung sind für eine Deckglasdicke zwischen

0,15 und 0.20 *mm* korrigiert; bei Leitz auf 0,16 bis 0,18 *mm*, bei W. & H. Seibert auf 0,15 bis 0,18 *mm* und bei Reichert auf 0,17 *mm*. Bei den stärkeren Systemen ist die genaue Deckglasdicke, für welche die vollkommenste Korrektion besteht, an der Linsenfassung angegeben.

Objektive für homogene Immersion sind solchen für Wasserimmersion und auch starken Trockensystemen vorzuziehen, ungeachtet ihre Handhabung zunächst etwas umständlicher erscheint. Der Vorzug der Objektive für homogene Immersion liegt besonders darin, daß sie beträchtlich stärkere Okulare als die Trockensysteme und auch als Wasserimmersionssysteme vertragen, so daß mit einem einzigen solchen Objektiv, etwa dem $^1/_{12}$, durch Wechsel der Okulare, ebensoviel wie mit mehreren andern Objektiven zu erreichen ist. Auch verlangt dieses Objektiv keine Korrektionsfassung, da die Deckglasdicke für dieses, innerhalb der zulässigen Grenzen, fast gleichgültig ist. Hingegen sind Objektive für homogene Immersion sehr empfindlich gegen Wechsel der Tubuslänge, welche somit genau das vom Optiker angegebene Maß einhalten muß. Bei Anwendung von Revolvern oder Schlitten, welche einen raschen Wechsel der Objektive am Tubus ermöglichen, muß der Tubus um die Höhe dieser Apparate verkürzt werden. Die höchste Leistung der Objektive für homogene Immersion wird erst bei Anwendung des Abbeschen Beleuchtungsapparates erreicht. Dieser läßt sich aber erst an größeren, somit kostspieligeren Stativen anbringen; doch sind einfachere Beleuchtungsvorrichtungen auch für kleinere Stative vorgesehen. So läßt sich am Stativ V von Zeiß ein Beleuchtungssystem Nr. 3805 von 1,0 Apertur mit kleiner Irisblende, an Stelle der diesen Stativen beigegebenen Zylinderblende einsetzen; Preis 24 Mk.; oder ein vereinfachter Beleuchtungsapparat mit Kondensorsystem von der Apertur 1,20 und Irisblende Nr. 37; Preis 30 Mk. Ähnliche kleinere Beleuchtungsapparate stellen auch die anderen Optiker her. Der Abbesche Beleuchtungsapparat wird von der Zeißschen Firma zum Stativ III A nachgeliefert. Neuerdings wird der Kondensor dieses Beleuchtungsapparates zum Ausklappen eingerichtet. Das Stativ III C mit vollem Beleuchtungsapparat und Kondensor von der Apertur 1,20 kommt auf 250 Mk. zu stehen. Von Leitz, W. & H. Seibert, Reichert und aus andern optischen Werkstätten können Abbesche Beleuchtungsapparate, einschließlich Irisblende, im Preise von 60 bis 75 Mk. bezogen werden.

Unter Anwendung neuer Glasarten, namentlich Borat- und Phosphatgläser, auch von Fluorit, hatte die optische Werkstätte von Carl Zeiß, nach Angaben von Ernst Abbe, seit 1886 neue Objektive hergestellt, welche Apochromate genannt wurden. Diese nach neuen Konstruktionstypen hergestellten Objektive zeigen eine vollständigere Korrektion der chromatischen und der sphärischen Abweichungen im Bilde, als man sie bis dahin erreicht hatte. Zum Gebrauch mit diesen Objektiven wurden auch neue Okulare, die Kompensationsokulare, konstruiert, welche eine annähernde Farblosigkeit und gleichmäßige Bildschärfe im ganzen Sehfelde ermöglichten. Andere optische Werkstätten folgten alsbald in der Darstellung von Apochromaten und Kompensationsokularen nach. Die neuen Glasarten und Konstruktionstypen, welche bei den Apochromaten zur Anwendung kamen, beeinflußten die Konstruktion der älteren Objektive und ermöglichten auch bei diesen eine vollkommenere Aufhebung der sphärischen und chromatischen Aberration. Die Leistungsfähigkeit dieser achromatischen, mit den Huyghensschen Okularen zu benutzenden Objektive wurde dadurch so gesteigert, daß es tatsächlich

nur bestimmte Gebiete der mikroskopischen Forschung sind, in denen man auf die Apochromate angewiesen bleibt. Im besonderen ist auch infolge der neuen Konstruktionsmethoden der freie Objektabstand, d. h. die Entfernung zwischen der oberen Fläche des zu untersuchenden Objekts und der unteren Fläche des Objektivs, im allgemeinen vergrößert worden, was für die bequeme Benutzung der Objektive die größte Bedeutung hat. Die Achromate sind für die hellsten Teile des Sonnenspektrums sphärisch und achromatisch korrigiert, während dies bei Apochromaten für alle Teile des Spektrums annähernd der Fall ist. Dieser hohe Grad von Achromasie läßt sich aber nur durch komplizierte Konstruktionen erreichen, welche den Preis der Apochromate entsprechend steigern.

Alle Apochromate verlangen, wie schon erwähnt wurde, die genaue Einhaltung der vorgeschriebenen Tubuslänge. Da sie die Anwendung sehr verschieden starker Kompensationsokulare ermöglichen, so können sie eine ganze Reihe verschiedener Vergrößerungen liefern, wobei, selbst bei bedeutender Steigerung der Vergrößerung, der Objektabstand verhältnismäßig groß bleibt. Die jedesmalige Vergrößerung, die auf die konventionelle Sehweite von 250 *mm* berechnet wird, läßt sich bei Apochromaten und Kompensationsokularen feststellen, indem man die Vergrößerung des Objektivs mit jener des Okulars multipliziert. Die Apochromate verlangen große Stative und einen Abbeschen Beleuchtungsapparat.

Beim Übertritt aus dem Deckglas in die Luftschicht, welche das Deckglas von der Frontlinse eines Trockensystems trennt, erfahren die Lichtstrahlen eine starke Ablenkung, werden außerdem, soweit ihre Neigung den Grenzwinkel für Glas und Luft überschreitet, total reflektiert. Dadurch gehen sie für das Bild verloren, und büßt dieses demgemäß an Helligkeit ein. Dieser Verlust wird wesentlich vermindert, wenn sich zwischen Deckglas und Frontlinse des Objektivs Wasser, und fast aufgehoben, wenn sich dort eine Flüssigkeit von dem Brechungsexponent des Glases befindet. Daher die Immersionssysteme, vor allem solche für homogene Immersion, auch eine bedeutend größere numerische Apertur zulassen. Die numerische Apertur ist das Produkt aus dem Sinus des halben Öffnungswinkels mit dem Brechungsindex des Mediums, auf das sich dieser bezieht. Die numerische Apertur eines Objektivs ist maßgebend für alle seine wesentlichen Leistungen. Mit wachsender numerischer Apertur wird die Helligkeit des Bildes größer, das Auflösungs- und Definitionsvermögen vollkommener; daher übersteigt die Leistungsfähigkeit der Systeme für homogene Immersion erheblich die der Trockensysteme und nicht unwesentlich auch noch jene der Systeme für Wasserimmersion.

Bei Objektiven für Wasserimmersion wird destilliertes Wasser, mit dem Brechungsexponenten 1,33, als Immersionsflüssigkeit benutzt; bei homogener Immersion eingedicktes Zedernholzöl, das vom Optiker in der nötigen Brechungskraft, meist von 1,515, geliefert wird.

Die Wasserimmersionen bieten einen bestimmten Vorteil, nämlich den, daß das Wasser von dem Deckglase leicht entfernt werden kann und dem raschen Wechsel der Beobachtung mit Trockensystemen keine Hindernisse bereitet. Doch auch das Zedernholzöl ist bei dem richtigen Verfahren nicht eben schwer, selbst von frei aufliegenden Deckgläsern, zu entfernen. Man verwendet hierzu einen weichen, in Benzin, oder besser noch in Chloroform getauchten Pinsel.

Da das Zedernholzöl in den mit Stopfen verschlossenen Gläsern am Stopfen emporsteigt, um sich über die Außenseite der Gefäße zu verbreiten, so empfiehlt es sich, mit einer Glaskappe verschlossenen Gläsern den Vorzug zu geben. Zeiß liefert für 1 Mk. ein Glas (Nr. 2005) mit einer Kappe von der abwärts ein in einer kleinen Kugel endender Glasstift abgeht, und für 1,50 Mk. ein Glas nach Mach (Nr. 2010) mit Trichter, aus dem man vermittels Drahtöse den Immersionstropfen hervorholt.

Alle stark vergrößernden Objektive lassen, auch in der neueren Konstruktion, nur die Anwendung sehr dünner Deckgläser zu. Die stärkeren Trockensysteme und Wasserimmersionssysteme sind außerdem auch innerhalb der zulässigen Grenzen der Deckglasdicke, gegen letztere sehr empfindlich.

Es lassen sich Objektive einer optischen Werkstatt an den Stativen einer andern meist ohne weiteres benutzen, da fast alle Optiker jetzt den Tubus mit einem und demselben Gewinde, dem »society-screw« versehen haben. Bei der üblichen Tubuslänge der kontinentalen Stative (150—170 *mm*) ist bei Bestellungen der Objektive auf dem Kontinente eine Angabe über die Länge des Tubus nicht notwendig; wohl aber, wenn der Tubus die oben angegebene Norm übersteigt. Namentlich muß dieses beachtet werden bei Bestellungen der Objektive für homogene Immersion.

An den großen Stativen der meisten Optiker ist jetzt der Schraubenkopf der Mikrometerschraube mit einer Teilung versehen. Ein Intervall der Teilung entspricht genau an den großen Zeißschen Instrumenten einer Auf- oder Abwärtsbewegung des Tubus um 0,02 *mm*.

Zum raschen Wechseln der Objektive dienen vornehmlich die schon erwähnten Revolver und Schlitten. Die Revolver werden für zwei, drei oder vier Objektive eingerichtet und bei Zeiß mit 20, 27 oder 32 Mk. berechnet. Die Schlitten-Objektivwechsler bestehen aus einem Tubusschlittenstück, Preis 10 Mk., und aus Objektivschlittenstücken zu 10 Mk. für jedes Objektiv.

Eine Theorie der mikroskopischen Bilderzeugung zu geben liegt nicht in der Absicht dieses Buches, dessen Aufgabe vielmehr darin besteht, den Anfänger mit den wichtigsten Tatsachen der mikroskopischen Botanik, mit dem Gebrauche des Mikroskops und mit der mikroskopischen Technik vertraut zu machen. Diese Unterweisung soll beim Studium der Objekte selbst geschehen. Damit aber die im Text zerstreuten Angaben leicht nach Bedürfnis verglichen werden können, gebe ich ein sehr ausführliches Register diesem Buche bei.

Außer dem eigentlichen oder zusammengesetzten Mikroskop, dem Kompositum, das wir bis jetzt ausschließlich berücksichtigt haben, ist auch noch ein einfaches, das sogenannte Präpariermikroskop oder Simplex notwendig. Ein mittleres Präpariermikroskop (Nr. 104) mit zugehörigem Linsensystem (Präpariersystem Nr. 1), das bei relativ großem Fokalabstand Vergrößerungen von 11 bis 100 zuläßt, liefert Zeiß für 110 Mk. (Fig. 66). Doch wird dem Anfänger schon mit einem einfacheren Präpariermikroskop, etwa dem von Leitz (Nr. 48) auskommen können. Dieses kostet mit zwei aplanatischen Lupen nach Steinheil von 10- und 20facher Vergrößerung 40 Mk. Die hier in Anwendung kommenden Lupen können zugleich als Handlupen dienen. Ähnliche große und kleine Präpariermikroskope werden, zu annähernd denselben Preisen, auch von den andern Optikern geliefert.

Statt des Simplex kann man ein bildumkehrendes Prisma anwenden, das dem Okular des Kompositum aufgesetzt wird. Dieses kostet bei Zeiß (Nr. 193) 25 Mk. und ist mit tellerförmiger Fassung versehen, um auf dem Okular 2 befestigt zu werden; bei Leitz ein ähnliches Prisma (Nr. 122) 18 Mk. Demselben Zwecke wie das bildumkehrende Prisma dient auch das bildumkehrende Okular, von Zeiß mit Porroschen Prismen (Nr. 192) für 40 Mk., von Stiassnie (Nr. 15) für 21 fr. Das Präparieren unter dem zusammengesetzten Mikroskope hat bei sehr kleinen Gegenständen den Vorteil, daß man sie nicht aus dem Gesichtsfelde verliert und somit nicht bei Übertragung vom Kompositum zum Simplex und umgekehrt, erst zu suchen hat. Das Präparieren mit dem bildumkehrenden Okular bietet kaum größere Schwierigkeiten als mit dem Simplex; beim bildumkehrenden Prisma wirkt hingegen im Anfang der Umstand störend, daß man nicht gerade abwärts in der Richtung der präparierenden Hände, vielmehr schräg nach vorn in das Prisma hineinzusehen hat. Das bildumkehrende Prisma verkleinert das Gesichtsfeld, falls es mit einem andern Okular als 2 benutzt wird. Das Kompositum, das man in dieser Weise zum Präparieren gebraucht, muß mit entsprechend schwächeren Objektiven ausgerüstet sein, wozu ein Objektiv a* von Zeiß für 40 Mk. sich besonders eignet. Es besteht aus zwei achromatischen Linsen, die durch einen drehbaren Ring einander genähert oder voneinander entfernt werden können, wobei die Vergrößerung sich nahezu im Verhältnis von 1 zu 2 allmählich verändert.

Zu den notwendigsten Hilfsmitteln der mikroskopischen Forschung gehört eine gute Lupe, weil es oft gilt, sich mit dieser erst über den Gegenstand zu orientieren, der bei stärkerer Vergrößerung weiter untersucht werden soll. Falls das Präpariermikroskop mit Lupen ausgerüstet ist, können diese, wie schon erwähnt wurde, als Handlupen dienen. Auch die Objektivlinsen an dem Linsensystem des großen Zeißschen Präpariermikroskops lassen sich als Lupen benutzen. Zu empfehlen wäre aber dann noch die Anschaffung einer aplanatischen Lupe. Sehr schön und dementsprechend teuer (18 Mk.) sind die aplanatischen Lupen Nr. 9 und 10 des Zeißschen Katalogs, deren schwächere 6fach, die stärkere 10fach vergrößert.

Als Zeichenprisma (camera lucida) zum Gebrauch am Mikroskop möchte ich vor allem empfehlen die neue camera lucida nach Abbe (Zeiß-Katalog Nr. 110) im Preise von 30 Mk., oder die camera lucida mit zwei Prismen (Nr. 109) zum Preise von 21 Mk. Erstere ist speziell für Okular 2 oder für die Kompensationsokulare von Zeiß adjustiert und wird denselben aufgesetzt; sie gestattet ein Zeichnen auf horizontaler Fläche; während der Beobachtung wird das Prismengehäuse samt Spiegel mittels Charniers umgeklappt. Die zu zweit genannte camera lucida wird vermittelst eines Ringes auf den Tubus oder auf das Okularrohr geschoben; sie bedingt ein Zeichnen auf geneigter Fläche; während der Beobachtung schiebt man sie zur Seite. Beide Apparate verlangen Zeichenpulte, und zwar die Abbesche Camera ein horizontales, das Zeichenprisma ein unter ca. 25° geneigtes. Da die Zeichenfläche in der deutlichen Sehweite des Zeichnenden liegen muß, so wird der Kurzsichtige sie dem Zeichenapparat nähern, der Weitsichtige sie von ihm entfernen. Wünscht er die Zeichnung bei 250 *mm*, für welche die vom Optiker angegebene Vergrößerung berechnet ist, auszuführen, so muß er über der oberen Öffnung der in Betracht kommenden Zeichenapparate ein kleines Brillenglas anbringen lassen, dessen Stärke er in Dioptrien dem Optiker bei

Bestellung des Zeichenapparates angibt. — Die meisten Optiker liefern Zeichenpulte, die meist eine Verstellung in senkrechter Richtung und im Neigungswinkel gestatten und 5 bis 10 Mk., auch wohl mehr kosten.

Weiter ist ein Objektmikrometer notwendig; das von Zeiß mit 10 Mk. berechnete (Katalog Nr. 118) zeigt ein Millimeter in 100 Teile geteilt. Andere Optiker verlangen ungefähr den nämlichen Preis. Leitz liefert außerdem einen auf Glas photographierten Objektmikrometer (Nr. 98), 2 *mm* in 200 Teile, für 5 Mk.

Jeder feststehende Arbeitstisch kann zum Mikroskopieren benutzt werden, doch sehe man darauf, daß er nicht zu klein sei und nicht an der Oberfläche glänze. Man wird diese Oberfläche am besten dunkel beizen lassen. Den Tisch stellt man so auf, daß sich das Mikroskop in $1^1/_2$ bis 2 *m* Entfernung vom Fenster befinde. Jede Lage des Fensters ist gut, wenn es freien Ausblick gewährt. Gegen direktes Sonnenlicht schützt man sich durch einen weißen Rollvorhang, der am besten aus Durchpausleinwand anzufertigen ist. Das grelle weiße Licht, das man erhält, wenn der Rollvorhang vom direkten Sonnenlicht getroffen wird, schafft für die Beobachtung bei starken Vergrößerungen die günstigsten Bedingungen. Um durch das Fensterlicht nicht geblendet zu werden, tut man bei längerer Arbeit gut, vor dem Mikroskop in passender Höhe einen Lichtschirm anzubringen. Es kann das ein Stück dunkle Pappe sein, das durch einen beliebigen Halter (Retortenhalter oder dergleichen) in der gewünschten Lage getragen wird. Von manchen Optikern werden Lichtschirme geliefert, die man am Tubus des Mikroskops festklemmt, so von W. & H. Seibert (Katalog Nr. 44) für 10 Mk.

Wer über eine Gasleitung verfügt, der wird das Auersche Gaslicht als Lichtquelle mit Vorteil benutzen können. Das etwas grelle Licht läßt sich durch kleine kreisförmige Scheiben von hellblauem Kobaltglas, die man in die Blende legt, besser noch durch eine mit sehr verdünnter Kupferoxydammoniaklösung gefüllte Schusterkugel, die von Zeiß (Nr. 200) samt Gestell, für 7 Mk., zu beziehen ist, und die man zwischen der Lichtquelle und dem Mikroskopspiegel, in je 15 *cm* Entfernung von beiden, einschaltet, mildern. Ähnlich wäre bei Anwendung einer elektrischen Lichtquelle zu verfahren. Das Mikroskopieren bei einer künstlichen Lichtquelle strengt auch des Abends das Auge nur wenig an, wenn man dafür sorgt, daß die Umgebung ebenso hell wie das Gesichtsfeld des Mikroskops erleuchtet ist.

Die notwendigen Objektträger und Deckgläser beziehe man von Heinrich Vogel in Gießen, Westanlage 32; Theodor Schröter in Leipzig-Connewitz; P. Stender in Leipzig, Gerichtsweg 10; Dr. G. Grübler & Co. in Leipzig, Friedrichstraße 5—7 oder von den optischen Werkstätten. Man hat bei den Objektträgern die Wahl zu treffen zwischen dem Gießener und dem englischen Format. Die Objektträger im Gießener Format sind 48 *mm* lang und 28 *mm* breit; die Objektträger im englischen Format sind 76 *mm* lang und 26 *mm* breit. Das Gießener Format gewährt insofern Vorteile, als der Objektträger über den Objekttisch selbst kleinerer Mikroskope nicht hinausragt und somit die Gefahr nicht vorhanden ist, ihn anzustoßen. Das englische Format ist in vieler Beziehung handlicher. — Die Deckgläser wähle man für die gewöhnliche Beobachtung quadratisch, mit 18 *mm* Seite, habe aber auch größere für besondere Fälle, und auch kleinere, die eventuell bei Darstellung von Dauerpräparaten ausreichend sein können, zur Verfügung. Wer die Dicke seiner Deckgläser selber messen will,

muß einen sogenannten Deckglastaster besitzen. Dieser ist bei einfacherer Konstruktion von Zeiß (Nr. 130) für 15 Mk., von Leitz (Nr. 124) für 9 Mk. zu beziehen. Er gestattet, Werte von 0,01 *mm* direkt abzulesen. Man kann die Deckgläser aber auch an einem gewöhnlichen Maßstabe messen. Man sortiert zu diesem Zwecke die Deckgläser, die man einzeln auf eine glatte Tischplatte fallen läßt, nach ihrem Klange. Die Deckgläser von gleicher Stärke haben denselben Klang. Man legt eine größere Zahl solcher Deckgläser aufeinander, drückt sie vorsichtig mit den Fingern aneinander und hält ihre Kanten gegen einen Maßstab. Angenommen, 10 solcher Deckgläser sind zusammen 2 *mm* dick, so beträgt die Dicke des einzelnen Deckglases 0,2 *mm*.

Weiter sind notwendig einige flach und einige hohl geschliffene Rasiermesser, erwünscht auch solche, die eine flache und eine hohle Seite, welch letztere beim Schneiden nach oben gehalten wird, aufweisen; derartige Rasiermesser können von dem Instrumentenmacher Wilhelm Walb Nachf. in Heidelberg oder der Werkstätte für wissenschaftliche Instrumente und Apparate R. Jung (Inhaber W. Löw und L. Jung, Wtw.) in Heidelberg, Landhausstraße 12, bezogen werden; ihr Preis beträgt ca. 5 Mk. Dann sind auch unentbehrlich einige feine und grobe Stahlpinzetten; eine fein zugespitzte Präparierschere, als welche eine feine Stickschere eventuell dienen kann; ein paar Nadelhalter, etwa nach Art der Häkelnadelhalter, doch so eingerichtet, daß sie die feinsten Nähnadeln noch festhalten können; englische Nähnadeln von Nr. 8 aufwärts, für diese Halter; einige Skalpelle; einige feine Pinsel; ein kleiner Handschraubstock, wie ihn die Uhrmacher benutzen; einige Pipetten; Tropffläschchen; Glasröhren und Glasstäbe; Glasdosen mit Deckel; Uhrgläser verschiedener Größe und entsprechend große Glastafeln, um sie zu decken; niedrige Glasglocken, um feuchte Kammern einrichten zu können; kleinere Gestelle passender Konstruktion, aus Glas oder Zink, auf welche unter solchen Glocken Präparate sich legen lassen; zwei entsprechend hohe Glasglocken, um unter sie das zusammengesetzte und das einfache Mikroskop stellen zu können; endlich Holundermark.

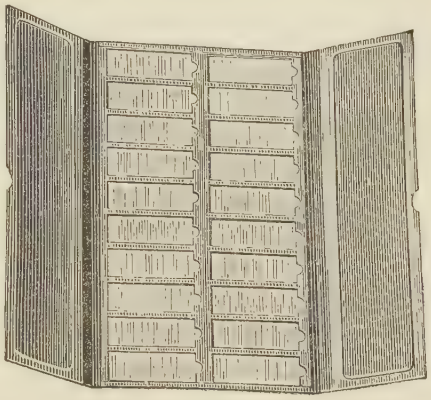


Fig. 2. Präparaten-Mappen von Schröter für 20 Präparate im englischen Format.

Zur Aufbewahrung der mikroskopischen Dauerpräparate sind die verschiedensten Präparatenkästen empfohlen worden und stellt solche Theodor Schröter in Leipzig-Connewitz, Friedrichstraße 5—7, in allen Formen her. Besonders beliebt und verbreitet sind die flachen Präparatenmappen aus Naturpappe (Fig. 2). Die Präparate kommen in ihnen flach auf einem mit glattem Papier überzogenen Grund zu liegen und es werden zwei flach gewölbte Deckel über sie geklappt. Schröter, doch auch Vogel, Stender, Grübler, liefern solche Präparatenmappen für 16 bis 25 Präparate des englischen, des Gießener oder eines andern Formats im Preise von 0,50 bis 0,55 Mk. bzw. 0,60 Mk., wenn mit metallner Verschlußeinrichtung versehen, je 0,10 Mk. mehr. — Sehr zweckmäßig

sind auch die Holzkästchen, welche Vogel in Gießen liefert; sie fassen in aufeinanderliegenden Holzrahmen mit Papiergrund 100 Stück Präparate und kosten für englisches Format eingerichtet 6,50 Mk., für Gießener Format 6 Mk.

Die in diesem Buche vorgesehenen Präparate wird der Anfänger aus freier Hand herzustellen haben; andererseits greift in die histologische Forschung das Mikrotom immer entschiedener ein, daher auch dem Anfänger im letzten Abschnitt dieses Buches Gelegenheit geboten werden soll, die Behandlung und Anwendung dieses Instrumentes kennen zu lernen. Wer sich ein Mikrotom, das allen Anforderungen der mikroskopischen Technik entspricht, anschaffen möchte, dem sei das Thoma-Jungsche Schlittenmikrotom von R. Jungs Werkstätte in Heidelberg (Nr. 226 des Preisverzeichnisses von 1903) empfohlen, es kommt mit nötigem Zubehör auf 214,35 Mk. zu stehen.

Die nötigen Reagentien sind am Schlusse dieses Buches in einem besonderen Register zusammengestellt. Als Bezugsquelle für diese ist besonders Dr. G. Grübler & Co. in Leipzig zu empfehlen.

# I. Abschnitt.

Gebrauch des Mikroskops. Herstellung eines Präparates. Wechsel der Objektive. Bau der Stärke. Große feuchte Kammer. Gebrauch des Immersionssystems, des Abbeschen Beleuchtungsapparates und des Polarisationsapparates.

**Untersuchungsmaterial.**

Kartoffelknollen. — Kartoffelmehl. — Bohnenmehl. — Arrow-root. — Weizenmehl. — Haferkörner. — Frische Stengelstücke einer Euphorbia, am besten E. helioscopia oder E. splendens.

**Reagentien.**

Jodjodkaliumlösung. — Metallisches Jod. — Kalilauge.

Wir orientieren uns zunächst über die einzelnen Teile des zusammengesetzten Mikroskops (Fig. 3) und zwar wählen wir das auf der folgenden Seite abgebildete zu diesem Zwecke aus. Aus dem Stativ dieses Mikroskops ist zu unterscheiden: der hufeisenförmige Fuß, die zugleich als Handhabe ausgestaltete Säule, der Objekttisch *ot*, die grobe Einstellung durch Zahn und Trieb *ge*, der Tubus *t*, der Spiegel *s* und die Mikrometerschraube *m*.

Die Spiegelfassung *s* vereinigt zwei Spiegel, auf der einen Seite einen planen, auf der andern einen konkaven. Den ersteren werden wir bei schwachen, den letzteren bei stärkeren Vergrößerungen in Gebrauch nehmen. Der Objekttisch ist in der Mitte von einer kreisrunden Öffnung durchbrochen, welche bestimmt ist, das vom Spiegel zurückgeworfene Licht durchzulassen. Unter dieser Öffnung befindet sich an diesem Instrument eine Zylinderblende (*cb*). Ihre Schiebhülse ist an der Unterseite des Objekttisches angebracht und läßt sich seitlich hervorziehen. In die Schiebhülse paßt ein Zylinder, der auf- und abwärts bewegt werden kann. In die obere Öffnung dieses Zylinders werden die verschieden weiten, dem Instrument beigegebenen Blendungen nach Bedürfnis eingesetzt. Sie müssen mit der Oberfläche des Objekttisches in einer Ebene zu liegen kommen. Mit Hilfe dieser Blendungen regulieren wir die Beleuchtung, ziehen übrigens für den Anfang vor, den Zylinder mit der Blendung ganz aus der Hülse herauszunehmen. Manche kleinere Stative führen an Stelle der Zylinderblendungen eine gewölbte, exzentrisch befestigte Blendungsscheibe, die man dreht, um verschieden weite Öffnungen in die optische Achse des Mikroskops einzustellen. Auf dem Objekttische sind Federklammern (*fd*) angebracht, die dazu dienen sollen, den Objektträger festzuhalten. Wir wollen, falls möglich, sie zu-

nächst entfernen. — Der Tubus *t* wird durch Drehung der Schrauben (*ge*) gehoben oder gesenkt. Wir heben ihn so hoch, daß wir an sein unteres Ende ein Objektiv (*ob*), etwa das schwächere Objektiv B von Zeiß, 3 von Leitz oder desgl.) bequem anschrauben können. Welches Objektiv aber das schwächere ist, können wir an der bedeutenderen Größe seiner Frontlinse erkennen. Hierauf senken wir den Tubus wieder und nähern das Objektiv so weit dem Objekttische, daß seine Entfernung von ihm nur noch etwa 1 cm beträgt. In das obere Ende des Tubus setzen wir jetzt ein schwaches Okular (*oc*), etwa das Okular 2, hinein, wie wir denn überhaupt bei Benutzung Huyghensscher Okulare stets mit Vorliebe die schwächeren wählen werden. Wir stellen unser Instrument einem Fenster gegenüber, etwa in anderthalb Meter Abstand von ihm, auf. Während wir nunmehr in das Okular hineinsehen, verändern wir mit den Fingern die Neigung des Spiegels so lange, bis uns das Gesichtsfeld des Mikroskops hell und gleichmäßig erleuchtet erscheint. Dabei haben wir darauf zu achten, daß der Spiegel nicht aus der Achse des Instrumentes nach vorn oder nach den Seiten herausgeschoben werde, da wir bei gerader Beleuchtung beobachten wollen.

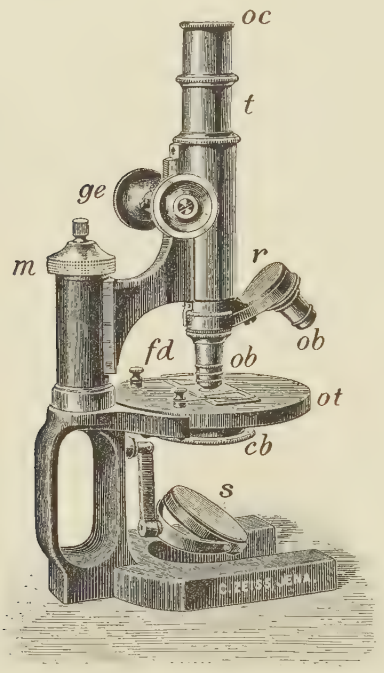



Fig. 3. Stativ V von Zeiß. $^1/_4$ natürlicher Größe. *ot* Objekttisch, *cb* Zylinderblende, *fd* Federklammern, die ein Präparat auf dem Objekttische festhalten, *s* Spiegel, *m* Mikrometerschraube, *ge* Schrauben für grobe Einstellung durch Zahn und Trieb, *t* Tubus, *ob* Objektive, *oc* Okular, *r* Revolver.

Ein Objektträger wird jetzt mit einem weichen Tuche rein abgewischt und ein Tropfen reines Wasser mit dem Glasstab auf ihn übertragen.

Hierauf durchschneiden wir eine Kartoffelknolle mit einem Taschenmesser und vermischen ein wenig von dem an der Schnittfläche hervorgetretenen Safte mit dem Wassertropfen. Dann bedecken wir ihn mit einem Deckglase. Auch dieses muß zuvor, und zwar mit besonderer Vorsicht, gereinigt werden. Es geschieht das am besten mit Stücken alter, feiner Leinwand oder dem jetzt für solche Zwecke viel benutzten, äußerst weichen, japanischen Reispapier. Dabei muß das Deckglas, möglichst flach, zwischen Daumen und Zeigefinger festgehalten werden. Hatte der Tropfen die richtige Größe, so tritt kein Wasser seitlich am Deckglasrande hervor. Ist dies aber geschehen, so ent-

ferne man das überschüssige Wasser mit Fließpapier, oder stelle lieber ein zweites Präparat her, da unter dem Einfluß des saugenden Papiers die meisten der zu beobachtenden Körnchen fortgeschwemmt werden.

Nunmehr legen wir den Objektträger auf den Objekttisch des Mikroskops, und zwar so, daß das Präparat über der Mitte der Objekttischöffnung sich befinde. Dann senken wir den Tubus, fast bis zur Berührung des Deckglases durch das Objektiv. Hierauf bewegen wir den Tubus mittels der Schrauben *ge* möglichst langsam aufwärts. Das geschieht, während wir gleichzeitig in das Okular hineinsehen. Es kommt bald der Augenblick, wo der zuvor unsichtbare Gegenstand in Gestalt kleiner Körner sich zu zeigen beginnt. Sollte das nicht erfolgen und wir uns über 2 *cm* weit mit dem Objektiv vom Deckglas entfernt haben, ohne die Körner zu erblicken, so liegen diese entweder nicht im Gesichtsfelde des Mikroskops, oder wir haben den Tubus zu schnell aufwärts bewegt und das rasch auftretende und ebenso rasch schwindende Bild übersehen. Wir dürfen dann nicht etwa, den Tubus senkend, das Bild zu erlangen suchen, da wir dabei Gefahr laufen würden, das Deckglas durch das Objektiv zu zerdrücken, das Präparat zu verderben und das Objektiv zu benetzen oder gar zu schädigen; wir müssen vielmehr, von außen die Bewegung wieder überwachend, den Tubus zum zweiten Male so weit abwärts bewegen, daß er das Deckglas fast berühre, und von neuem beginnen, gleichzeitig in das Okular schauend, den Tubus, und zwar noch langsamer als zuvor, zu heben. Sollte dieses Verfahren auch jetzt nicht zum Ziele führen, so dürfen wir annehmen, daß das Objekt nicht im Gesichtsfelde liegt, und müssen es mit Verschiebung des Objektträgers versuchen. Nach kurzer Zeit wird es uns für alle Fälle gelingen, die Körner im Gesichtsfelde zu erblicken, und dann hören wir mit der Handhabung des Triebes, d. h. mit der »groben Einstellung« auf, um die noch fehlende „feine Einstellung" mit Hilfe der Mikrometerschraube (*m*, Fig. 3) auszuführen. Diese Schraube drehen wir in einer Richtung fort, oder gehen, falls das Bild hierbei undeutlicher wird, in die entgegengesetzte über. Die Einstellung ist perfekt, wenn das Bild möglichst scharf erscheint. — An unserem Stativ (Fig. 3) ist die Mikrometerschraube (*m*) am oberen Ende der Säule angebracht, sie kann aber an andern Stativen sich an deren unterem Ende, oder auch seitlich befinden.

Sollte der Anfänger ein Mikroskop ohne Zahn und Trieb benutzen, so wird er die grobe Einstellung aus freier Hand zu bewerkstelligen haben. Er senkt und hebt dann den Tubus in der federnden Hülse, indem er ihn langsam um seine Achse dreht. Bei der Einstellung des Objektes muß er im übrigen dieselben Vorsichtsmaßregeln wie bei der Einstellung durch Zahn und Trieb beobachten.

Haben wir an unserem kleineren Stativ, mit Hilfe der schwächeren Vergrößerung, die Existenz kleiner Körner im Gesichtsfelde des Mikroskops konstatiert und uns auch für späteren Gebrauch die Entfernung dieses schwachen Objektivs vom Objekte, d. h. dessen Objektabstand, gemerkt, so lassen wir den Objektträger unverrückt auf dem Objekttische liegen, heben aber den Tubus wieder hoch, schrauben das schwache Objektiv ab und ein stärkeres (für alle Fälle aber noch kein Immersionssystem, vielmehr etwa D von Zeiß, 7 von Leitz oder dgl.) an. Wir senken dann den Tubus wieder, und zwar so tief, daß das Objektiv das Deckglas fast berühre. Hierauf versuchen wir einzustellen, indem wir,

wie zuvor, den Tubus heben. Es muß das jetzt, bei der stärkeren Vergrößerung, womöglich noch langsamer als bei der schwächeren erfolgen. Da das Präparat auf dem Objekttisch unverändert liegen blieb, so wissen wir ja bestimmt, daß das Objekt sich im Gesichtsfelde befindet. Sind die Körner bei der groben Einstellung sichtbar geworden, so vollziehen wir die feine Einstellung mit der Mikrometerschraube. Wir werden finden, daß der Objektabstand bei dem stärkeren Objektiv bedeutend kleiner als beim schwächeren ist. — Bei stärkerer Vergrößerung wird das Bild entsprechend lichtschwächer. Wir versuchen es eventuell, durch Änderung der Spiegelstellung, größere Helligkeit des Gesichtsfeldes zu erlangen. Wir kontrollieren auch diesmal die Erfolge dieser Versuche unmittelbar durch das Okular; um übrigens sicher zu sein, daß die beste Spiegelstellung erlangt sei, nehmen wir auch noch das Okular heraus und blicken gerade hinab in den Tubus; in der Mitte der Hinterlinse des Objektivs muß dann ein gleichmäßig helles, stark verkleinertes Bildchen des Spiegels erscheinen.

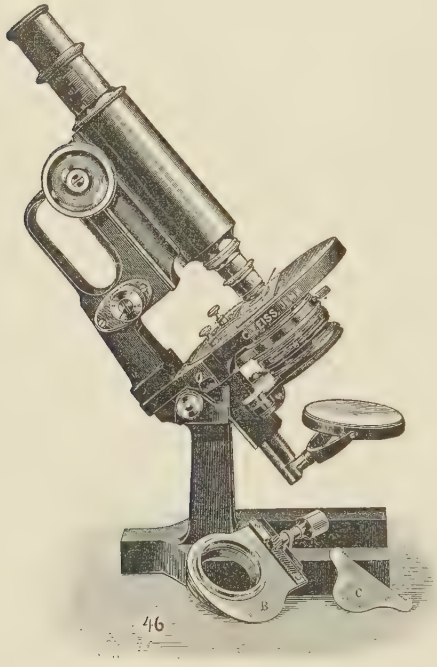



Fig. 4. Stativ III von Zeiß. $^1/_4$ natürlicher Größe. Umlegbar. Mit gewöhnlichem Kondensor (Nr. 25) nebst Irisblende (Nr. 23). Zur Ergänzung des Beleuchtungsapparates können nachbezogen werden, der Abbesche Diaphragmenträger *B* und Schlüssel zu dessen Befestigung *C*. (Vgl. außerdem S. 1.)

Wer sich ein Instrument mit Revolver (S. 5) angeschafft hat, wie ein ein solcher an dem in Fig. 3 dargestellten Stativ angebracht ist (*r*), der läßt die Objektive dauernd an dem letzteren. Ist der Gegenstand bei schwacher Vergrößerung eingestellt, so braucht der Revolver nur gedreht zu werden, bis das stärkere System durch Anschlag die Einstellung in die optische Achse des Mikroskopes anzeigt, damit das Bild entsprechend vergrößert wieder erscheine. Voraussetzung ist, daß der Revolver vom Optiker für die betreffenden Objektive eingerichtet und zentriert sei. Ist das Mikroskop mit einem Schlitten-Objektivwechsler versehen, so wird das Objektiv samt dem Objektivschlittenstück aus dem Tubusschlittenstück, das am Tubus verbleibt, hinausgeschoben, und das andere ebenfalls mit Objektivschlittenstück versehene Objektiv eingeschoben. Da die Führung am Tubusschlittenstück so eingerichtet ist, daß das Objektiv beim Ausrücken etwas gehoben wird, sich somit vom Präparat entfernt, so kann der Tubus beim Wechseln des Objektivs seine Stellung beibehalten. Der Optiker hat dafür

zu sorgen, daß die Objektive beim Wechseln auf das Objekt eingestellt bleiben. Zeigt sich nach erfolgtem Anschlag das Objektiv nicht ganz genau zentriert, d. h. nimmt nicht dieselbe Stelle des Objekts wie zuvor die Mitte des Gesichtsfeldes ein, so geschieht die genaue Zentrierung mittels Schrauben, die mit einem Uhrschlüssel gestellt werden. Genau eingestellte Objektive kann man durch einen Klemmring dauernd in ihrer Lage befestigen.

Nach erfolgter Einstellung des Objekts beginnt die eigentliche Beobachtung. Der Anfänger gewöhne sich, falls seine beiden Augen gleich gut sind, mit dem linken Auge zu mikroskopieren. So bleibt sein rechtes Auge frei und kann er es beim Zeichnen benutzen, während er fortfährt, mit dem linken Auge ins Mikroskop zu sehen. Bei Bestellung von am Mikroskop anzubringender Zeichenprismen ist zu beachten, daß diese zum Teil für das rechte Auge eingerichtet sind. Man gebe somit bei Bestellung von Zeichenprismen dem Optiker an, welches Auge man beim Mikroskopieren verwendet. Der Anfänger soll auch gleich lernen, das Auge, das er nicht benutzt, offen zu halten. Zwar werden ihn zunächst die umgebenden Gegenstände, die sich auf der Netzhaut dieses Auges abbilden, etwas stören, doch bald hat er sich gewöhnt, alle Aufmerksamkeit auf das mikroskopierende Auge zu richten, so daß die Bilder aus dem andern Auge ihm nicht mehr zum Bewußtsein kommen.

Wir erkennen leicht, daß die farblosen Körner, welche das Gesichtsfeld des Mikroskops erfüllen, eine abgerundete Form besitzen und einen geschichteten Aufbau zeigen. Es sind das Stärkekörner. Wir verschieben langsam den Objektträger, um Stellen zu finden, wo die Körner nicht zu dicht aneinander liegen, weil wir sie dort leichter einzeln beobachten können. Auch wählen wir zu anhaltender Betrachtung solche Körner aus, welche die Schichtung besonders deutlich zeigen. Daß die Bewegung des Objektträgers im Mikroskop umgekehrt gesehen wird, bereitet uns wohl nur im ersten Augenblicke, wenn wir einzelne ausgewählte Körner in die Mitte des Gesichtsfeldes einstellen wollen, einige Schwierigkeit; wir gewöhnen uns jedenfalls bald daran, die kleinen Bewegungen, auf die es ankommt, hinreichend zu beherrschen. — Haben wir einzelne besonders günstige Körner ausgesucht, so vergrößern wir sie noch mehr, indem wir jetzt das schwache Okular herausnehmen und durch ein stärkeres ersetzen. Das Bild wird bei vollkommenen Objektiven immer noch gut bleiben, aber für alle Fälle an Lichtstärke verlieren. Wir versuchen von neuem durch Verbesserung der Spiegelstellung diesem Übelstand soweit möglich zu begegnen.

Hin und wieder wird nach Einstellung des Präparates, oder nach seiner Verschiebung, auffallen, daß das Bild an Deutlichkeit eingebüßt hat. Dann ist, aller Wahrscheinlichkeit nach, Flüssigkeit vom Deckglasrande aus, an die untere Linse des Objektives gelangt. Namentlich wird letzteres leicht geschehen, wenn zu große Flüssigkeitsmengen zur Herstellung des Präparates benutzt wurden. Man hebt dann den Tubus durch Zahn und Trieb, oder zieht ihn in der Hülse empor und reinigt die Frontlinse des Objektivs mit einem reinen, oft gewaschenen Leinwandläppchen, beziehungsweise mit dem schon erwähnten japanischen Reispapier, auch wohl mit der frischen Bruchstelle eines Holundermarkstückchens.

Die Stärkekörner der Kartoffeknolle erreichen eine relativ beträchtliche Größe und weisen verhältnismäßig deutliche Schichtung auf. Die Schichten sind kenntlich, weil sie das Licht verschieden stark brechen, was durch ihre verschiedene Dichte bedingt ist. Diese Stärkekörner gehören zu den exzentrisch gebauten, da ihr Initialpunkt oder Bildungskern *c*, Fig. 5 *A*, nicht im geometrischen Zentrum, vielmehr dem einen Ende des Kornes bedeutend näher liegt. Die Schichten sind ungleich stark und zeichnen sich mit verschiedener Schärfe (*A*). Gegen die Oberfläche des Kornes hin wird die Schichtung undeutlich. Der Bildungskern erscheint aus optischen Gründen, wegen seiner geringeren Dichte, rötlich gefärbt. Am deutlichsten tritt er dort hervor, wo er ausgehöhlt ist. Er zeichnet sich dann als rötlicher Punkt, Strich, Kreuz oder Stern mit dunklem Umriß. Die den Bildungskern unmittelbar umgebenden Schichten sind konzentrisch ausgebildet; weiter nach außen macht sich die Exzentrizität geltend, indem die Schichten gegen das eine Ende des Korns an Dicke abnehmen, ja sich zum Teil dort vollständig auskeilen. An diesem schwächer entwickelten Ende des Kornes, das wir als sein vorderes Ende bezeichnen wollen, ist die Schichtung nur undeutlich. Die einzelnen Körner schwanken bedeutend in ihrer Größe, auch weichen sie nicht unwesentlich in der äußeren Gestalt voneinander ab und zeigen die Schichtung mit verschiedener Schärfe. An den kleinsten Körnern ist von einer Schichtung kaum etwas zu verkennen.

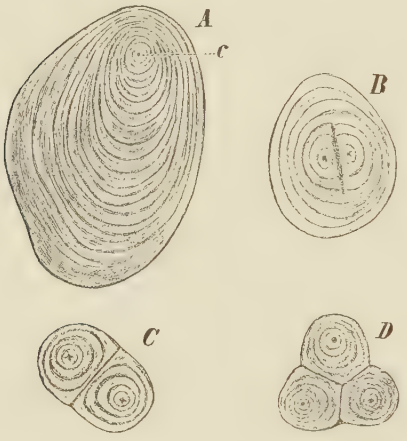



Fig. 5. Stärkekörner aus der Kartoffelknolle. *A* ein einfaches, *B* ein halbzusammengesetztes, *C* und *D* ganz zusammengesetzte Stärkekörner. *c* de Bildungskern. Vergr. 540.

Zwischen den Stärkekörnern wird man in den meisten Präparaten runde Gebilde finden, die bei mittlerer Einstellung ein helles Zentrum und eine breite, dunkle Randzone zeigen; letztere ist nach innen zu schwarz, nach außen dunkelgrau und von hellen Ringen unterbrochen. Diese Gebilde sind in der Beobachtungsflüssigkeit eingeschlossene Luftbläschen. Ihr Aussehen unter dem Mikroskop ist so charakteristisch, daß sie, in ihrer Bedeutung einmal erkannt, mit anderen Dingen kaum verwechselt werden können. Die Lichtstrahlen, welche aus dem dichteren Medium in die Luftblase treten, werden, mit Ausnahme der mittleren, so stark abgelenkt, daß sie in das Objektiv nicht gelangen können; daher der breite, dunkle Rand und die relativ nur kleine, helle Mitte. Wird durch Drehung der Mikrometerschraube der Tubus gesenkt, so daß die unteren Teile der Luftblase zur Einstellung kommen, so steigt die Schärfe und Helligkeit der mittleren Scheibe; sie nimmt zugleich an Größe ab, während die Breite der umgebenden schwarzen Ringe wächst. Bewegt man die Schraube in umgekehrter Richtung, um die oberen Teile der Luftblase einzustellen, so wächst die mittlere Scheibe, an Helligkeit etwas verlierend; es tauchen

graue Ringe verschiedener Helligkeit um sie auf, der umgebende Rand wird gleichzeitig schmäler.

Hat der Beobachter ein schön geschichtetes Stärkekorn ausgewählt, so soll er es zeichnen. Auf das Zeichnen ist bei der mikroskopischen Beobachtung das allergrößte Gewicht zu legen. Mit seiner Hilfe lernt man vor allem scharf sehen. Denn die Einzelheiten des Bildes werden dem Beobachter erst gegenwärtig, wenn er zum Zweck ihrer Wiedergabe seine Aufmerksamkeit auf sie richtet. Das Zeichnen schützt somit vor flüchtiger, oberflächlicher Betrachtung, zwingt uns zu einem eingehenden, gründlichen Studium des Bildes und schärft unsere Beobachtungsgabe. Der Anfänger soll zunächst aus freier Hand die Objekte wiederzugeben suchen. So viel Zeichentalent, als hierzu nötig ist, wird er wohl besitzen, oder doch die nötige Fertigkeit durch Übung leicht erlangen können. Der Gegenstand darf nicht zu klein dargestellt werden, auch wenn der Beobachter ihn sehr klein zu sehen glaubt. Ein richtiges Urteil über die Größe der Objekte im Gesichtskreise des Mikroskops gewinnt man erst durch längere Übung, und es ist zunächst besser, daß der Anfänger die Gegenstände zu groß zeichne, um bequem alle Einzelheiten der Beobachtung in seine Figuren eintragen zu können. Nicht minder wichtig ist es, die verschiedenen Teile des Bildes mit entsprechenden schriftlichen Bezeichnungen zu versehen und den Namen der Pflanze und die wichtigsten Ergebnisse der Beobachtung neben der Figur zu notieren.

Die Stärkekörner der Kartoffel sind kaum abgeflacht, wie sich das feststellen läßt, wenn man während der Beobachtung mit einer Nadel vorsichtig gegen den Deckglasrand drückt und so die Körner ins Rollen bringt.

Außer den einfachen Körnern (wie bei *A*, Fig. 5) findet man nach einigem Suchen auch halb zusammengesetzte (wie bei *B*). Diese Körner schließen zwei, seltener mehr, Bildungskerne ein. Jeder Bildungskern weist zunächst eigene Schichten auf; beide zusammen sind von einer größeren oder geringeren Anzahl gemeinsamer Schichten umgeben. Nicht selten zeigen sich die beiden inneren Schichtenkomplexe durch einen Spalt, der bis zu den gemeinsamen äußeren Schichten reicht (*B*), gegeneinander abgegrenzt. Die Zahl der den einzelnen Körnern eigenen, sowie der ihnen gemeinsam zukommenden Schichten ist je nach dem Einzelfall verschieden.

Ganz zusammengesetzte Körner, die man weit häufiger als halb zusammengesetzte findet, bestehen aus zwei (*C*), seltener aus drei (*D*), sehr selten aus mehr denn drei Teilkörnern. Zum Unterschied von den halb zusammengesetzten Stärkekörnern, fehlen den ganz zusammengesetzten die gemeinsamen Schichten. In der Verbindungslinie der Teilkörner sind die Schichten am stärksten entwickelt. Die Teilkörner kehren somit ihre hinteren Enden einander zu, ihre vorderen Enden voneinander ab. Die Trennungslinie zwischen je zwei Teilkörnern erweitert sich nach innen öfters zu einem Spalt.

Zum Vergleich stelle man nunmehr ein Präparat aus lufttrocken aufbewahrter Kartoffelstärke, dem sog. Kartoffelmehl her. Man verfahre hierbei ganz ähnlich wie bei Anfertigung des ersten Präparates und übertrage eine Spur des Mehles in einen Wassertropfen. Da die Objektträger verschieden dick sein können, so empfiehlt es sich, den Tubus zu heben, bevor das zweite Präparat untergeschoben wird.

Das erste Präparat bringe man, da es später noch gebraucht werden soll, in eine große, feuchte Kammer. Diese feuchte Kammer besteht

aus einem tiefen Teller und einer Glasglocke. Auf dem Teller steht ein passendes Gestell, etwa das unten abgebildete Zinkgestell (Fig. 6). Man gieße außerdem so viel Wasser in den Teller, daß die Glasglocke mit ihrem unteren Rande darin eintauche. Das Präparat lege man auf das Zinkgestell. Zuvor aber überzeuge man sich, ob der Wassertropfen unter dem Deckglas des Präparates nicht etwa zum Teil schon verdunstet ist. Sollte dies der Fall sein, so setze man am Rande des Deckglases einen neuen Wassertropfen hinzu, der kapillar unter das Deckglas eingesogen wird. Auch bezeichne man den Objektträger mit einem auf Glas schreibenden Farbenstift von Faber, damit das Präparat später nicht mit anderen verwechselt werde.

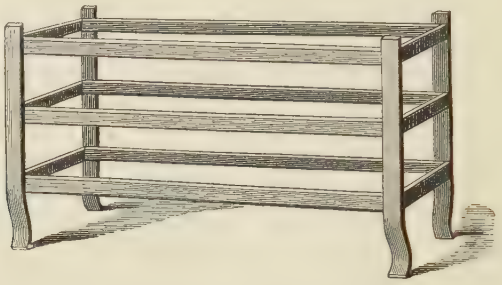


Fig. 6. Zinkgestell zur Aufnahme von Präparaten.

Nach erfolgter Einstellung des neuen aus lufttrocken aufbewahrter Stärke hergestellten Präparats finden wir, daß die Schichtung der Körner mindestens ebenso scharf, wie die der zuvor untersuchten frischen ist.

Auch dieses Präparat übertragen wir in die große feuchte Kammer.

Weiterhin stellen wir uns ein Präparat aus lufttrockenem Bohnenmehl (Phaseolus vulgaris) her. Die Körner (Fig. 7) erscheinen, im Wasser untersucht, kreisrund oder oval, sie sind ein wenig abgeflacht; eine bestimmte mittlere Größe herrscht bei ihnen vor. Die Schichtung ist deutlich und sehr gleichmäßig ausgebildet: die Lamellen zeigen fast übereinstimmende Dicke. Der Bau ist zentrisch. Der Bildungskern der im Wasser untersuchten Körner erscheint ausgehöhlt; ist mehr isodiametrisch in den runden, gestreckt in den ovalen Formen. Von der Höhlung des Bildungskerns gehen radial gerichtete Spalten aus, welche die Schichten rechtwinklig durchsetzen und sich verengend die Peripherie des Korns fast erreichen.

Eine Spur von demselben Bohnenmehl untersuchen wir hierauf in einem Tropfen konzentrierten Glyzerins, statt in Wasser. Die Stärkekörner erscheinen in dieser Flüssigkeit durchschnittlich kleiner; von Schichtung lassen sich kaum Spuren erkennen: es fehlen die innere Höhlung und die Spalten. Letztere waren somit bei dem im Wasser untersuchten Bohnenmehl erst infolge der Quellung und der damit verbundenen Größenzunahme der Körner aufgetreten.

Große Ähnlichkeit mit den Stärkekörnern der Kartoffel zeigt das westindische Arrow-root, auch kurz Arrowroot genannt, das aus dem Rhizom von Maranta, vornehmlich von Maranta arundinacea, stammt. Es ist käuflich leicht zu haben. Wir untersuchen es in Wasser. Die Körner sind im Durchschnitt kleiner als jene der Kartoffel, überein-

stimmender in ihrer Größe, etwas mehr abgerundet; die Schichtung zeigen sie meist gleichmäßiger, doch weniger deutlich. An Stelle des Bildungskernes findet man meist einen Spalt in Gestalt eines weit offenen **V**.

Im Weizenmehl läßt sich die Schichtung nur sehr schlecht erkennen. Als die für die Beobachtung geeignetsten wähle man die Stärkekörner von Triticum durum aus. Man halbiere das Weizenkorn mit dem Taschenmesser und schabe ein wenig Substanz von der Schnittfläche ab, um sie in den Tropfen auf dem Objektträger zu bringen. Die großen Stärkekörner sind kreisrund, scheibenförmig abgeflacht und regelmäßig geschichtet (Fig. 8 *A*), doch die Schichten wenig sichtbar. An manchen Körnern wird man sie immerhin erkennen, sowie auch den Bildungskern. Charakteristisch für dieses Mehl sind die kleinen Stärkekörner, die ohne vermittelnde Zwischenstufen den großen untermengt sich zeigen. Diese kleinen Körner lassen einen rosafarbigen Bildungskern, doch keine Schichtung erkennen. Eine Anzahl solcher Körner ist bei *B* dargestellt. In manchen Präparaten sind zusammengesetzte Körner nicht eben selten, in den meisten sucht man nach ihnen vergeblich, da sie in ihre Teilkörner zerfallen sind. Um unversehrte zusammengesetzte Stärkekörner des Weizens unter dem Mikroskop studieren zu können, muß man ganze Weizenkörner in Wasser quellen lassen. Es tritt dann nach einigen Tagen zunächst Mazeration des Endospermgewebes ein, später reißen die Zellwände auf und die Stärke wird frei. Dieser Prozeß dauert etwa eine Woche. Eine kleine Partie des Endosperms wird nun in einen Tropfen Wasser oder verdünnten Glyzerins auf den Objektträger gebracht und vorsichtig das Deckglas aufgelegt. Man wird dann einen Teil der zusammengesetzten Körner noch unversehrt vorfinden und imstande sein, die Zahl der einzelnen Teilkörner, die bis zu 25 in einem zusammengesetzten Korn vertreten sein können, zu bestimmen.

Fig. 7. Stärkekörner aus den Kotyledonen von Phaseolus vulgaris. Vergr. 540.

Die Stärkekörner des Hafers (Avena sativa) gewinnen wir am besten, indem wir ein Haferkorn halbieren und ein wenig von seinem Inhalt im Wassertropfen zur Beobachtung bringen. Hier treten uns in großer Schönheit die zusammengesetzten Körner entgegen. Ein solches Korn ist in der Fig. 9 dargestellt. Die Größe dieser zusammengesetzten Körner ist verschieden und demgemäß auch die Zahl der in ihre Bildung eingehenden Teilkörner. Die Fig. 9 führt uns ein zusammengesetztes Korn mittlerer Größe vor. Die einzelnen Teilkörner erscheinen polygonal, durch heller sich zeichnende Linien voneinander abgegrenzt. Zwischen den großen Körnern sieht man kleine, bis zu solchen herab, die nur aus zwei Teilkörnern bestehen; schließlich auch ganz einfache Teilkörner; außerdem aber auch zahlreiche eckige (*B*), die von den durch die Präparation zertrümmerten, größeren, zusammengesetzten Körnern stammen. Eine bestimmte mittlere, etwa unserer Fig. 9 *A* entsprechende Größe, ist unter den zusammengesetzten Körnern vorwiegend vertreten. Eine Schichtung ist bei dieser Stärke

Fig. 8. Weizenmehl von Triticum durum. *A* ein großes, *B* kleine Körner.

nicht zu sehen; ihre Bildungskerne sind nur ganz ausnahmsweise zu erkennen.

Von ganz eigenem Aussehen sind die Stärkekörner in dem Milchsaft der Euphorbien. Man schneidet den Stengel einer Wolfsmilchart durch und überträgt ein wenig von dem hervorgetretenen Milchsaft in den auf dem Objektträger bereitgehaltenen Wassertropfen. Die überall verbreitete Euphorbia helioscopia kann als Beobachtungspflanze dienen. In dem Milchsafte, der sich in kleinen Tröpfchen emulsionsartig in Wasser verteilt, können wir vereinzelte, kleine, stäbchenförmige Körper erkennen (Fig. 10). Es sind das die in Betracht kommenden Stärkekörner. Sie erscheinen ziemlich stark lichtbrechend; eine Schichtung ist in den günstigsten Fällen nur angedeutet, manchmal ein Längsspalt im Innern des Korns zu erkennen. Die Größe der Stäbchen ist etwas schwankend, manche zeigen sich in der Mitte ein wenig angeschwollen. — Viel schöner geformte Körner besitzen die tropischen Euphorbien. Wählen wir die in den Gewächshäusern häufige Euphorbia splendens und stellen ein Präparat von ihr her, so bekommen wir Stärkekörner von Knochenform (Humerusform) (Fig. 11) zu sehen. Diese Körner sind an ihren beiden Enden mehr oder weniger angeschwollen, etwas größer als jene unserer einheimischen Wolfsmilcharten und sie lassen an den angeschwollenen Stellen auch etwas Schichtung erkennen. Sehr häufig sieht man von den Seiten des Korns sich eine farblose Haut abheben (*A*), die jedoch nicht auf die Substanz des Stärkekorns, vielmehr des durch Wasseraufnahme

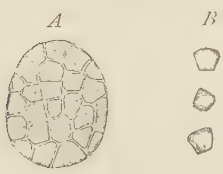



Fig. 9. Stärke von Avena sativa. *A* ein zusammengesetztes Korn, *B* seine Teilkörner. Vergr. 540.

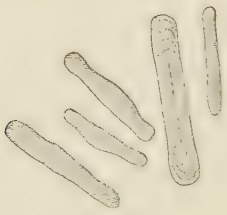


Fig. 10.

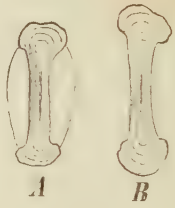



Fig. 11.

Fig. 10. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia helioscopia. Vergr. 450.
Fig. 11. Stärkekörner aus dem Milchsaft von Euphorbia splendens. Am Stärkekorn *A* der aufgeblähte Stärkebildner. Vergr. 540.

sich aufblähenden Stärkebildners (S. 43) zurückzuführen ist. — Dem Beobachter muß es auffallen, daß die kleinen, im Wasser verteilten Milchsaftkügelchen in zitternder Bewegung begriffen sind. Es ist das die sogenannte Brownsche Molekularbewegung, die man somit bei dieser Gelegenheit kennen lernen kann und die nicht auf einer Lebenserscheinung beruht, sondern vielleicht durch feine, die Körperchen mitreißende Strömungen in der Flüssigkeit veranlaßt wird.

Nach dieser Orientierung über Gestalt und Bau der Stärkekörner wollen wir einige Reagentien auf sie einwirken lassen und den Erfolg der Wirkung direkt unter dem Mikroskop verfolgen. Wir holen zunächst ein Kartoffelstärkepräparat aus der großen feuchten Kammer wieder hervor. Nach erfolgter Einstellung bringen wir einen Tropfen

Jodlösung (Jodwasser oder Jodalkohol [Jodtinktur], oder Jodjodkalium) an den Rand des Deckglases. Besonders empfiehlt sich hier die Anwendung einer Jodjodkaliumlösung, die, aus 0,5 *g* Jodkalium und 1 *g* Jod in wenig Wasser dargestellt, dann auf 100 *ccm* mit Wasser verdünnt und über dem ausgeschiedenen Jod stehen gelassen wurde[1]). Man muß bei Zusatz der Reagentien ganz besonders darauf achten, daß der Tropfen nicht auf das Deckglas und von diesem etwa an das Objektiv gelange. Wo ein Tropfen auf das Deckglas kam, lasse man ihn sofort durch Fließpapier aufsaugen. Gelangte das Reagens an das Objektiv, so tauche man dieses mit der unteren Linse in reines Wasser und reinige es dann mit Reispapier oder einem Leinwandläppchen.

Um die Einwirkung der Jodlösung direkt zu beobachten, warte man auf ihr Vordringen bis zu einer bestimmten Stelle des Präparats. Diese Stelle wähle man nicht zu fern von demjenigen Deckglasrande aus, an welchem man das Reagens zusetzte, und folge dann durch Verschiebung des Objektträgers dem weiteren Fortschreiten des Reagens. Man sieht, sobald die Jodlösung einzuwirken beginnt, die Stärkekörner hellblau, dann rasch immer dunkler, zuletzt schwarzblau sich färben. Im ersten Augenblicke der Wirkung tritt die Schichtung wohl noch deutlicher hervor, um aber in den undurchsichtig werdenden Körnern bald völlig zu verschwinden. Mit Jodjodkaliumlösung, falls man sie in größerer Menge zugesetzt hat, steigert sich die Einwirkung bald bis zur dunkelbraunen Färbung der Körner. Ähnlich werden trockene Stärkekörner, die man Joddämpfen aussetzt, tief dunkelbraun. Läßt man Wasser zu solchen Stärkekörnern hinzutreten, so geht das Braun rasch in Blau über. Dringt ein Reagens, das man am Deckglasrande zusetzte, nicht rasch genug in dem Präparate vor, so läßt sich eine Beschleunigung der Einwirkung leicht dadurch erzielen, daß man Stückchen von Fließpapier an dem entgegengesetzten Rande des Deckglases anbringt.

Die schönste veilchenblaue Färbung der Stärkekörner erreicht man aber, wenn man Jodsplitter in den Beobachtungstropfen zwischen die Stärkekörner streut. Diese Färbung stellt sich alsbald im Umkreis der Splitter ein.

Weiterhin empfiehlt es sich die Quellungserscheinungen an den Stärkekörnern bei Einwirkung von Kalilauge (Kaliumhydroxyd) zu studieren. Zunächst stellen wir wieder ein Präparat von Kartoffelstärke ein, setzen dann am Rande des Deckglases das Reagens hinzu und warten dessen Einwirkung ab. Diese muß ganz langsam vor sich gehen, damit sie belehrend sei. Im ersten Augenblick der Einwirkung sehen wir die Schichtung deutlicher hervortreten, dann aber rasch schwinden, während das Korn an Größe stark zunimmt. Während dieses Vorgangs, der sich mit größerer oder geringerer Regelmäßigkeit vollzieht, höhlt sich der Bildungskern des Stärkekorns bedeutend aus, worauf die Blase von der schwächeren Seite, somit von dem vorderen Ende des Korns aus, sich in die Höhlung einfaltet. Weiterhin verliert sich die Regelmäßigkeit der Erscheinung vollständig, und das Korn wächst zu einer glashellen Masse von bedeutendem Volumen, deren Grenzen sich schließlich kaum noch unterscheiden lassen, an.

1) Arthur Meyer, Untersuchungen über die Stärkekörner, 1895, S. 82.

Endlich kann man auch den Versuch machen, durch Erwärmung des Präparats die Stärke zum Quellen zu bringen, ein Verfahren, wie es ja bei der Darstellung von Kleister zur Anwendung kommt. Man erwärme das Präparat über einer Spiritus- oder einer Gasflamme, doch ohne es zum Aufkochen zu bringen, und sorge dafür, daß das verdunstende Wasser durch neues ersetzt werde. Ist beim Erwärmen die Temperatur bis etwa auf 70° C. gestiegen, so wird man die Körner ganz ebenso, wie nach Kalibehandlung, verquollen finden.

Um genau die Temperatur zu bestimmen, bei der die Quellung der Stärkekörner erfolgt, müßte man das Präparat auf einem heizbaren Objekttische erwärmen. — Solche heizbare Objekttische verschiedener Konstruktion werden von Zeiss, Leitz, Seibert und anderen Werkstätten im Preise von 9 bis 36 Mk. geliefert. Unter Umständen könnte man sich dadurch helfen, daß man kleinste Stückchen fester Körper, die bei einer bestimmten Temperatur verflüssigt werden, etwa Paraffinstückchen von bekanntem Schmelzpunkt, neben dem Präparat auf den Objektträger legt.

Der Anfänger wird gut tun, bei seinem ersten Beobachtungsversuch sich auf die Anwendung von Trockensystemen zu beschränken: hat er bereits einige Übung im Mikroskopieren und stehen ihm Objektive für Wasserimmersion oder für homogene Immersion zur Verfügung, so wird er für die Untersuchung der Stärkekörner diese mit Vorteil gleich benutzen können. Da der Objektabstand solcher Objektive ein sehr geringer ist, wird er nur entsprechend dünne Deckgläser für seine Präparate verwenden dürfen (vgl. Einleitung S. 3, 4, 8). Bei Benutzung des Objektivs für Wasserimmersion muß er mit dem Glasstab einen kleinen Tropfen destillierten Wassers auf die Frontlinse seines Objektivs zunächst bringen. Dieser Tropfen kommt dann beim Hinabschrauben des Tubus mit dem Deckglas in Berührung und bildet eine dünne Wasserschicht zwischen diesem und dem Objektiv. Man hat darauf zu achten, daß dieser Wassertropfen während der Beobachtung nicht austrockne; er ist zwischen Deckglas und Objektiv übrigens so geschützt, daß er meist mehrere Stunden aushält. Bei Verschiebung des Objektträgers darf der Immersionstropfen nicht an den Rand des Deckglases gelangen, wo er sich mit der Untersuchungsflüssigkeit vermischen würde. Sollte dieses dennoch geschehen, so ist das Objektiv sofort zu reinigen und die auf dem Deckglas befindliche Flüssigkeit zu entfernen. — Kennt man die Dicke des Deckglases nicht, so ist die Korrektion, wenn nötig, während der Beobachtung am Objektiv vorzunehmen. Man dreht, während man beobachtet, den Ring nach der einen und der anderen Seite und beachtet die erzielten Effekte. Da die Korrektionsfassung fast bei allen Optikern so eingerichtet ist, daß die Frontlinse in ihrer Stellung verharrt, und nur die oberen Linsen des Systems bewegt werden, so bleibt das Objekt während der Korrektion annähernd eingestellt. — Auf die Frontlinse eines Objektivs für homogene Immersion wird ein Tropfen der vom Optiker gelieferten Immersionsflüssigkeit (verdicktes Zedernholzöl) gebracht (vgl. Einleitung S. 5). Man beschränke sich hierbei auf die kleinste Menge der Immersionsflüssigkeit, da diese nicht verdunstet und somit während der Beobachtung nicht ersetzt zu werden braucht. Wie bei der Wasserimmersion hat man auch hier darauf zu achten, daß bei Verschiebung des Objektträgers die Immersionsflüssigkeit nicht an den Deckglasrand gelange. Statt auf die Frontlinse des Objektivs läßt sich der Immersionstropfen, Wasser sowohl als auch Zedernholzöl,

dem Deckglas aufsetzen. Man schraubt dann den Tubus hinab, bis das Objektiv mit dem Tropfen auf dem Deckglas in Berührung kommt. Dieses Verfahren ist bequemer, hat aber den Nachteil, daß sich manchmal ein Luftbläschen in der Immersionsflüssigkeit einfängt, was dann das Bild bedeutend stört, es unter Umständen gar nicht zustande kommen läßt. Da die Möglichkeit, daß eine Luftblase sich einfange, auch bei Anbringung des Tropfens am Objektiv nicht ganz ausgeschlossen ist, so hat man diese Ursache plötzlich sich einstellender Störungen im Bilde, stets bei der Arbeit mit Immersionssystemen zu beachten. Zum Abwischen des Objektivs diene ein sehr reines, oft gewaschenes Leinwandläppchen, das man mit einigen Tropfen Benzin befeuchten kann. Um das Immersionsöl vom Deckglas zu entfernen, benutze man am besten einen mit Chloroform getränkten Pinsel.

Falls der Beobachter über ein größeres Stativ verfügt, das mit Abbeschem Beleuchtungsapparat ausgerüstet ist (Fig. 4, 14), wird er auch letzteren gleich verwerten. Der unter dem Objekttisch des Stativs angebrachte Abbesche Beleuchtungsapparat läßt alle Abstufungen der Beleuchtung zu, so daß er mit Vorteil auch bei schwacher Vergrößerung benutzt werden kann. Die neuesten Konstruktionen (vgl. Einleitung S. 4) ermöglichen außerdem ein seitliches Herausklappen des Kondensorsystems, so daß der Spiegel dann allein zur Geltung kommt. Man wende den Apparat mit dem Planspiegel an; nur bei ganz schwachen Objektiven stelle man den Hohlspiegel ein, wenn nämlich der Planspiegel das ganze Gesichtsbild nicht gleichmäßig erleuchtet. Bei Benutzung des Apparates ist die Irisblendung stets entsprechend zu verengen, was mit Hilfe des an ihr angebrachten Knöpfchens zu geschehen hat. Nur bei tingierten Objekten kann es unter Umständen Vorteil bringen, die Irisblende ganz zu öffnen und den vollen Lichtkegel des Apparates einfallen zu lassen. Dann verschwinden die Umrisse der Objekte, und die gefärbten Stellen treten um so wirksamer hervor. Doch darauf kommt es bei der gewöhnlichen Beobachtung nicht an, da gilt es vielmehr die Irisblende soweit als tunlich einzuengen, weil die Umrisse im Bilde dadurch schärfer werden. Eine Handhabe am Abbeschen Beleuchtungsapparate gestattet auch eine Schiefstellung der Irisblende, wodurch man schiefe Beleuchtung erzielt; mit derselben Handhabe kann alsdann auch die Irisblendung gedreht und die schiefe Beleuchtung somit von verschiedenen Seiten aus zur Wirkung gebracht werden. Doch schiefe Beleuchtung wendet man nur in ganz bestimmten Fällen an, im allgemeinen beobachtet man bei geradem Lichte.

Besitzt der Beobachter einen am Mikroskop anzubringenden Polarisationsapparat, so versäume er nicht, sich die Kartoffelstärke im polarisierten Lichte anzusehen. Der Polarisator wird in die Zylinderblendung des kleinen Stativs oder in den Diaphragmaträger des Beleuchtungsapparates des größeren Stativs eingefügt, der Analysator dem Okular aufgesetzt. Der Preis beträgt bei Zeiß (Nr. 173 des Katalogs) 44 Mk., mit Teilkreis am Analysator 61 Mk. Bei Stativen, die mit dem Abbeschen Beleuchtungsapparat versehen sind, ist der Polarisator etwas einfacher gebaut und kostet der Apparat alsdann (Nr. 169) 41, beziehungsweise 58 Mk. Bei gekreuzter Stellung des Polarisators und Analysators ist das Gesichtsfeld schwarz und erscheinen die Stärkekörner hell mit schwarzem Kreuz. Sie sind somit doppelbrechend, oder optisch anisotrop[1]).

1) Für eingehendere Verwendung des Polarisationsapparates, zu empfehlen: Ambronn, Anleitung zur Benutzung des Polarisationsmikroskops. 1892.

Entsprechend dem exzentrischen Bildungskern der Kartoffelstärke, hat auch der Mittelpunkt des Kreuzes eine exzentrische Lage.

Hiermit hätten wir unsere erste Aufgabe erfüllt. Bevor wir das Mikroskop beiseite stellen, reinigen wir sorgfältig in der S. 15, 23, schon angegebenen Weise die benutzten Objektive und Okulare. Falls unser Stativ nicht mit Zahn und Trieb, sondern mit federnder Hülse versehen ist, ziehen wir auch den Tubus aus dieser, um ihn und auch das Innere der Hülse mit einem gröberen Tuche abzureiben. — Die optischen Werkstätten pflegen ihre Mikroskope in schrankartigen Kästchen unterzubringen, in welche man sie nach erfolgter Benutzung leicht wieder hineinschieben kann, oder man stülpt eine Glasglocke über das Instrument, unter der es vor Staub geschützt ruhen kann. — Von Zeit zu Zeit wird es nötig sein, Schrauben und Gewinde des Mikroskops vorsichtig einzuölen, wozu nur säurefreies Öl, am besten Knochenöl, benutzt werden darf. Dem Einölen muß von Zeit zu Zeit eine Reinigung mit Benzin vorausgehen.

# II. Abschnitt.

## Klebermehl. Fettes Öl. Herstellung von Dauerpräparaten.

**Untersuchungsmaterial.**

Erbsen. — Weizenkörner. — Samen der weißen oder einer anderen Lupine. — Rizinussamen. — Paranüsse.

**Untersuchungsflüssigkeiten. Reagentien, Farbstoffe, Einschlußmedien.**

Glyzerin. — Olivenöl. — Absoluter Alkohol. — Jodglyzerin. — Eisessig. — Millonsches Reagens. — 1 proz. Osmiumsäure. — Gesättigte Pikrinsäurelösung in absolutem Alkohol. — Borax-Karmin. — Wässerige Methylgrünlösung. — Methylgrün-Fuchsinlösung. — Alkanna-Tinktur. — Eosin. — Glyzerin-Gelatine. — Kristall-Palast-Lack oder ein anderes Kittmittel, oder Gummi arabicum.

Wir untersuchen zunächst die Erbse (Pisum sativum). Ein reifer Samen wird mit einem starken Taschenmesser halbiert, und zwar quer durch die beiden Kotyledonen. Hierauf sind an der Halbierungsfläche feine Querschnitte mit einem scharfen, hohlgeschliffenen Rasiermesser auszuführen. Über das Schneiden mit dem Rasiermesser sei folgendes bemerkt: 1. Die Schnittfläche ist vor dem Schneiden zu befeuchten, und zwar für gewöhnlich mit Wasser, in diesem Fall indessen mit Glyzerin, da das Präparat durch Wasser leidet und wir es in Glyzerin untersuchen wollen. 2. Der oberste Schnitt ist nicht zu brauchen, da hier das Gewebe durch das Taschenmesser zu stark beschädigt wurde. 3. Man darf aus so resistentem Gewebe, wie es dasjenige der Erbse ist, mit dem Rasiermesser nur sehr kleine und äußerst dünne Schnitte her-

stellen, da die Schneide sonst leicht schartig wird. Ist man mit der Schneide zu tief in das Gewebe geraten und merkt, daß der Widerstand wächst, so ziehe man das Rasiermesser zurück, anstatt den Schnitt zu Ende führen zu wollen. 4. Man beginne, falls es die Untersuchung nicht etwa anders fordert, den Schnitt nicht mit dem Rande des Objekts, lege vielmehr die Schneide der Schnittfläche auf, man bekommt so einen viel sicheren Halt, um einen dünnen Schnitt auszuführen. 5. Um einen wirklich guten, d. h. einen solchen Schnitt zu erhalten, in welchem die einzelnen Gewebselemente durch das Messer nicht zerrissen worden sind, muß die Schneide nicht einfach gegen die Schnittkante gedrückt, vielmehr an dieser zugleich hingezogen werden. Daher gewöhne man sich, wo möglich frei zu schneiden, ohne die schneidende Hand mit dem Daumen auf der anderen Hand stützen zu wollen. Dahingegen wird man beide Hände mit Vorteil gegen die Brust anlehnen können, weil hierbei eine seitliche Verschiebung der schneidenden Hand nicht verhindert wird. Den Rücken der Klinge stütze man aber auf den Zeigefinger der den Gegenstand haltenden Hand. 6. Da es schwer wird einen so kleinen Gegenstand, wie die halbe Erbse, namentlich auch wenn er so hart wie diese ist, hinlänglich fest zwischen den Fingern zu halten, so bediene man sich hierzu des kleinen, in der Einleitung (S. 9) erwähnten Handschraubstockes. Die halbe Erbse wäre somit in diesen entsprechend tief einzuspannen. 7. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen Schnitt, führe vielmehr stets eine größere Anzahl aus, um den besten dann für die Untersuchung auswählen zu können.

Das benutzte Rasiermesser muß von Zeit zu Zeit auf einem Streichriemen abgezogen werden. Streichriemen mit fester Unterlage sind entschieden den frei ausgespannten vorzuziehen. Das Schleifen der Messer auf Stein wird man bei einem Instrumentenmacher am besten lernen [1]).

Der ausgeführte Schnitt soll in konzentriertem oder mit etwa $^1/_3$ destilliertem Wasser verdünntem Glyzerin zunächst untersucht werden, da reines Wasser alsbald Desorganisations-Erscheinungen in der Grundsubstanz der Zellen dieses Objekts veranlaßt. Die Übertragung der Schnitte von dem Messer auf den Objektträger erfolgt am besten mit einem feinen Pinsel. Man drückt den Pinsel auf den Schnitt und schiebt ihn von der Klinge herunter. Adhäriert der Schnitt einer hinreichend breiten Fläche des Pinsels, so wird auch sein Zusammenrollen verhindert; dieses erfolgt hingegen leicht, wenn man den Schnitt am Rande mit der Pinzette erfaßt und ihn in solcher Weise übertragen will. Der am Pinsel haftende Schnitt wird flach in den Tropfen des Objektträgers eingetaucht und der Pinsel nun unter gleichzeitiger Drehung seitlich entfernt. Will man den auf dem Objektträger befindlichen Schnitt umkehren, so drückt man den Pinsel gegen den Objektträger, so daß er mit dem Rande den Schnitt berührt und beginnt ihn nun von dem Schnitte hinweg zu drehen. Hierbei wird der Schnitt sehr leicht auf die Oberfläche des Pinsels gezogen und kann nun mit diesem zugleich umgekehrt werden. Andere, ähnliche Kunstgriffe ergeben sich bald durch Übung; der Pinsel muß aber nach jeder Benutzung in Wasser gereinigt werden.

1) Vgl. auch die Angaben im letzten Abschnitt.

Wir stellen den Erbsenschnitt bei stärkerer Vergrößerung ein. Er zeigt uns ein aus runden Zellen bestehendes Gewebe (Fig. 12). An den Stellen, wo drei Zellen zusammenstoßen, ist ein dreieckiger, mit Luft erfüllter Interzellularraum (*i*) vorhanden. Die Luft erscheint schwarz, wie der Rand der früher besprochenen Luftblasen; hier muß sie natürlich die Gestalt des Raumes zeigen, den sie ausfüllt. Die Wand der Zellen (*m*) ist ziemlich dick. In der Figur 12 sind die drei mittleren Zellen vollständig, von den anschließenden Zellen nur Teile dargestellt. In jeder Zelle sieht man die großen Stärkekörner (*am*) und bei einiger Aufmerksamkeit auch kleine zwischen ihnen liegende Körnchen (*al*). Diese kleinen Körnchen sind ihrerseits in einer äußerst feinkörnigen Substanz (*p*) eingebettet. An dünnen Stellen des Schnittes ist manches Stärkekorn herausgefallen, ein entsprechend gestalteter Hohlraum bezeichnet dessen Stelle in der körnigen Masse. Die kleinen Körner sind Klebermehl-, Aleuron- oder Proteinkörner; sie liegen in der Grundsubstanz der Zellen. Fügen wir Jodlösung dem Präparat hinzu, am besten Jodglyzerin, so werden die eintretenden Färbungen uns alsbald über die einzelnen Bestandteile der Zellen belehren. Wir bringen den Tropfen Jodlösung auch jetzt an den Deckglasrand; da aber die Jodlösung sehr langsam in das Glyzerin diffundiert, es uns außerdem hier nicht darauf ankommt, das Fortschreiten der Reaktion zu studieren, so beschleunigen wir letztere, indem wir das Deckglas ein wenig mit der Nadel heben und so die Vermischung der Jodlösung mit dem Glyzerin erleichtern. Eine zweite gegen den entgegengesetzten Rand des Deckglases gleichzeitig gestemmte Nadel verhindert sein Fortgleiten. Die Stärkekörner färben sich blau ins Violette, die Aleuronkörner und die Grundsubstanz gelb. Werden Erbsenschnitte in einen Tropfen Boraxkarmin gelegt, so erscheint in äußerst kurzer Zeit die Grundsubstanz, alsbald auch das Aleuron, dunkelrot gefärbt; die Stärkekörner bleiben farblos. Besonders auffallend wird die Reaktion, wenn man nach vollzogener Tinktion die Karminlösung durch verdünntes Glyzerin oder durch Wasser ersetzt. Dies erreicht man, indem man die Karminlösung an dem einen Deckglasrande durch Fließpapier aufsaugen läßt, gleichzeitig am entgegengesetzten Rande Wasser oder verdünntes Glyzerin dem Präparate zuführt. Trägt man einen Schnitt in salpetersaures Quecksilberoxydul (Millonsches Reagens) ein, so quellen die Stärkekörner sehr stark und werden unkenntlich, Aleuron und Grundsubstanz sind alsbald desorganisiert, die desorganisierte Masse nimmt aber nach kurzer Zeit eine charakteristische ziegelrote Färbung an. Legen wir einen Schnitt in wässerige Methylgrünlösung, so tritt uns nach kurzer Zeit in jeder Zelle, zwischen den übrigen Bestandteilen, ein grünblauer Fleck von ziemlich unregelmäßigem Umriß entgegen.

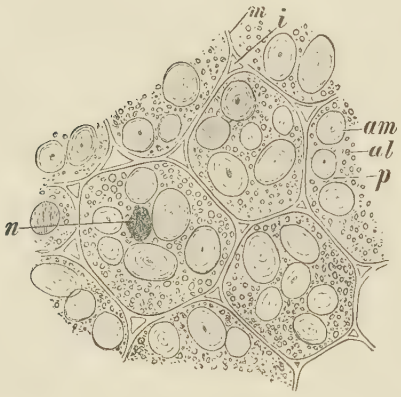



Fig. 12. Aus den Keimblättern der Erbse. *m* Zellhaut, *i* Interzellularraum, *am* Stärke, *al* Aleuronkörner, *p* Grundsubstanz, *n* Kern, letzterer nach der Methylgrün-Essigsäure-Reaktion ergänzend eingetragen. Vergr. 240.

Dieser Fleck ist der Kern der Zelle (*n*). Die übrigen Bestandteile der Zelle haben sich nicht gefärbt; nur sind die Stärkekörner ein wenig gequollen (sie zeigen die radialen Spalten, die unter Glyzerin fehlen), und auch die Aleuronkörner haben an Größe zugenommen und erscheinen wie porös oder auch hohl. Wir erkennen somit in der Methylgrünlösung ein Reagens, das sich im vorhandenen Falle als geeignetes Kerntinktionsmittel empfiehlt. Gleichzeitig gefärbt haben sich freilich auch die Zellwände; doch tut dies dem Wert dieses Farbstoffes als charakteristischen Kernfärbungsmittels keinen Abbruch. Die Zellwände zeigen schöne, hellblaue Farbe und sind infolgedessen jetzt viel besser als zuvor in den Glyzerinpräparaten zu verfolgen. Auch die Interzellularräume treten entsprechend schärfer hervor. Noch schöner wird das Bild, wenn wir zu einer wässerigen Methylgrünlösung etwas Fuchsin hinzufügen, soviel, daß die zuvor blaue Lösung deutlich violett wird, und nun mit dieser Lösung unsere Erbsenschnitte behandeln. Da färben sich, wie zuvor, die Zellkerne und die Zellwände schön blau, die Aleuronkörner und die Grundsubstanz intensiv rot. Hat man einen kleinen Tropfen dieser Doppelfarblösung zuvor mit einem größeren Tropfen Glyzerin auf dem Objektträger vermischt und nun erst die Erbsenschnitte hineingelegt, so erfolgen die nämlichen Tinktionen wie in der wässerigen Lösung, doch wesentlich schwächer; dafür hat man aber die Aleuronkörner unversehrt vor Augen.

So haben wir denn in der gelbbraunen Jodreaktion, der Aufspeicherung von Farbstoffen, der ziegelroten Millonschen Reaktion bestimmte Hilfsmittel kennen gelernt, um Eiweiß und Proteinstoffe, denn aus diesen bestehen die Aleuronkörner, und der Hauptsache nach auch das Protoplasma, unter dem Mikroskop zu erkennen. Die Millonsche Reaktion pflegt sich in den meisten für solche Untersuchungen in Betracht kommenden Fällen einzustellen, wobei jedoch hervorzuheben ist, daß sie ihr Zustandekommen nicht den Eiweißkörpern als solchen, sondern wahrscheinlich eigenartigen Spaltungsprodukten derselben verdanken. Wie mit der Millonschen Reaktion, verhält es sich mit der nicht minder häufig auf Eiweißstoffe angewandten Xanthoprotein-Reaktion, der Gelbfärbung, die sich bei Behandlung der Proteinstoffe mit konzentrierter Salpetersäure einstellt. Durch geringes Erwärmen wird diese Reaktion beschleunigt, durch Zusatz von Kalilauge oder Ammoniak gewinnt sie an Stärke. In Präparaten, die man in konzentrierte Zuckerlösung einlegt, und zu denen man hierauf konzentrierte Schwefelsäure zusetzt, tritt die sogenannte Raspailsche Reaktion ein, eine weinrote oder mehr oder weniger violette Färbung der Eiweißstoffe. Doch färbt konzentrierte Schwefelsäure auch schon für sich viele Glukoside und Alkaloide rot. Mit Kupfersulfat und Kalilauge ist eine violette Färbung der Eiweißstoffe zu erzielen, die aber oft undeutlich ist und unter Umständen, trotz der Anwesenheit von Eiweißstoffen, versagt. So sind denn stets mehrere Reaktionen auszuführen, bevor man sein Urteil fällt. Die Aufspeicherung der Farbstoffe gibt dann weitere wertvolle Anknüpfungspunkte für die Unterscheidung der einzelnen Bestandteile des Zellkörpers. Eine besonders starke Verwandtschaft zu gewissen Farbstoffen zeigt die Substanz des Zellkernes. Starke Aufspeicherungen der Farbstoffe im Protoplasma erfolgen aber erst, nachdem dieses getötet wurde, oder wenn es sich zum mindesten im inaktiven Zustande befindet. Demgemäß speichern die Aleuronkörner, die aus inaktiven toten Eiweißkörpern (vorzugsweise Globulinen) bestehen, die Farbstoffe sofort auf,

ebenso die durch Austrocknen in den Scheintod versetzten, protoplasmatischen Bestandteile der Samen. Im aktiven Zustande werden die Bestandteile des Protoplasma (Cytoplasma, Zellkern, Chromatophoren) hingegen, wenn überhaupt, nur schwach und zwar nur von gewissen Farbstoffen tingiert.

Als zweites Objekt der Untersuchung empfiehlt sich ein Weizenkorn. Wir wählen Triticum vulgare. Das Korn wird mit dem Taschenmesser zunächst der Quere nach halbiert, dann die eine Hälfte in dem kleinen Handschraubstock (vgl. S. 9) befestigt, um geschnitten zu werden. Diesmal gilt es, den Schnitt so zu führen, daß auch ein Stück der Außenfläche an ihm vertreten sei. Wir befeuchten die Schnittfläche beim Schneiden mit Glyzerin und untersuchen das Objekt in derselben Flüssigkeit (Fig. 13). Unter der aus zusammengedrückten und abgestorbenen Zellen gebildeten Haut, welche die Frucht- und Samenschale darstellt, liegt eine Schicht rechteckiger Zellen, die dicht mit kleinen Aleuronkörnern (*al*) sich erfüllt zeigen. Die Aleuronkörner sind in einer feinkörnigen Grundsubstanz eingebettet. Dann schließen gestreckte weniger regelmäßige Zellen an, welche große und kleine Stärkekörner enthalten.

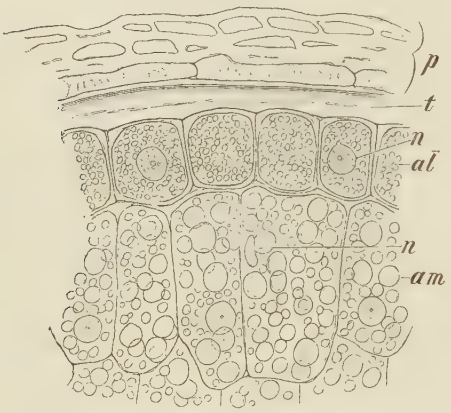



Fig. 13. Querschnitt durch ein Weizenkorn (Triticum vulgare). *p* Fruchthülle, *t* Samenhaut. In den auf letztere folgenden Endospermzellen: *al* Aleuron-, *am* Stärkekörner, *n* Kern. Vergr. 240.

Einen gut gelungenen Schnitt aus dem Weizenkorn wollen wir aufbewahren und bei dieser Gelegenheit lernen, wie ein Dauerpräparat herzustellen ist. Wir schlagen dabei ein möglichst einfaches Verfahren ein, das sich in diesem Falle auch durchaus bewährt: wir betten den Schnitt in Glyzeringelatine ein. Da legen wir zunächst so viel von dieser gallertartigen Substanz auf einen Objektträger, als zur Bildung eines Tropfens notwendig ist. Hierauf erwärmen wir den Objektträger langsam über einer Spiritusflamme, bis daß die Gallerte sich verflüssigt hat. Wir werden leicht zu viel Glyzeringelatine genommen haben, so daß der Tropfen zu groß gerät, und wir einen Teil davon mit Fließpapier absaugen müssen. Um gleich das richtige Verhältnis zu treffen, empfiehlt es sich, Glyzeringelatine, die man durch Erwärmen verflüssigte, auf einen Teller zu gießen und in dünner Schicht dort erstarren zu lassen. Man schneidet sie dann in kleine Würfelchen von ausprobierter, je einen flachen Tropfen bildender Größe. Man bewahrt die Würfelchen in einem geschlossenen Gefäße auf, um sie nach Bedarf zu verwenden. In den auf dem erwärmten Objektträger entstandenen Tropfen legen wir unser Präparat hinein und bedecken es mit einem Deckglas. Man tut gut, das Deckglas zuvor etwas zu erwärmen, weil sonst leicht Luftblasen im Präparate zurückbleiben; auch darf man aus gleichem Grunde das Deckglas nicht ganz horizontal, sondern mit einer leisen seitlichen Schwenkung auflegen. Werden trotzdem Luftblasen eingefangen, so erwärme man den Objektträger ein wenig und suche nun durch vor-

sichtiges, einseitiges Heben des Deckglases die Luftblasen zu beseitigen. Sind die Luftblasen nicht störend, so verzichte man eventuell auf ihre Entfernung. Hat man mehrere Schnitte in den Tropfen gelegt, so verteile man sie in ihm gleichmäßig. Es geschieht freilich oft, daß beim Auflegen des Deckglases die Schnitte durcheinander, aneinander, ja selbst aufeinander geraten. Hebt man das Deckglas einseitig, um Ordnung zu schaffen, in die Höhe, so erreicht man oft nur das Gegenteil. Man wende daher ein anderes, relativ einfaches Mittel an. Durch Erwärmen des Objektträgers mache man den Tropfen möglichst flüssig und führe nun ein Haar unter das Deckglas ein, ohne es zu heben. Mit diesem Haar suche man die Objekte zu richten; ein Vorhaben, das meistens zu gelingen pflegt. — Vor dem Auflegen des Deckglases ist es übrigens notwendig, sich mit Hilfe einer Lupe zu überzeugen, daß nicht irgendwelche Staubteile in den Glyzeringelatinetropfen gelangt sind; diese wären mit einer Nadel zu entfernen.

Die Glyzerin-Gelatine-Präparate bedürfen zunächst keines weiteren Verschlusses, ihre Herstellung ist gerade deshalb sehr einfach, und da sich die meisten pflanzlichen Objekte, auch die tingierten, längere Zeit in Glyzeringelatine halten, dort ihre Strukturverhältnisse oft sogar schärfer hervortreten lassen, so dürfte diese Methode der Einbettung in sehr vielen Fällen zu empfehlen sein.

Nach Fertigstellung des Präparates wird der Objektträger, sofern er nicht in den flachen, Seite 9, beschriebenen Präparatenmappen (Fig 2) aufbewahrt werden soll, an seinen beiden Enden mit Schutzleisten versehen. Es sind das Kartonstückchen von der Breite des Objektträgers, welche die das Präparat betreffenden Bezeichnungen aufnehmen und es auch ermöglichen, daß man die Präparate aufeinander legen kann. Anzugeben ist auf den Schutzleisten vor allen Dingen der Name der Pflanze, der Gegenstand und das Aufbewahrungsmedium, etwa vorgenommene Tinktionen, auch das Datum. Man befestigt die Schutzleisten am besten mit Kristall-Palast-Lack, der in größeren Droguenhandlungen zu haben ist. Steht nur Gummi zur Verfügung, so umklebe man die Enden des Objektträgers mit je einem Papierstreifen, dessen Enden übereinander greifen, und befestige auf diesem erst die Schutzleisten, da diese sonst leicht abspringen. Das Abspringen bei Anwendung von Gummilösung wird auch bei unmittelbarem Aufkleben der Schutzleisten an den Objektträger längere Zeit vermieden, wenn man zu einer Lösung von 100 *g* Gummi arabicum in 250 *ccm* Wasser eine Lösung von 2 *g* kristallisiertem Aluminiumsulfat in 20 *ccm* Wasser hinzufügt. Die in der flachen Präparatenmappe aufzubewahrenden Präparate verlangen keine Schutzleisten, da sie nicht aufeinander gelegt werden, man braucht sie daher nur mit dünnen Papieretiketten zu versehen.

Wir wenden uns jetzt an den Samen der weißen Lupine (Lupinus albus) oder einer ihr verwandten Art. Wir halbieren wiederum quer den Samen und führen dann die Schnitte an der befeuchteten Schnittfläche aus. In Wasser untersuchte Präparate zeigen in den Zellen abgerundete Aleuronkörner mit Vakuolen. Will man die Körner in ihrer natürlichen Gestalt sehen, so kann dies unter Glyzerin geschehen. Die Körner zeigen sich dort zunächst stark lichtbrechend, eckig; allmählich werden sie im Innern schwammig, körnig. Sie füllen, dicht aneinanderschließend, die Zellen aus; eine geringe Menge Grundsubstanz liegt zwischen ihnen; mehr Grundsubstanz läßt sich an den Wänden der Zellen beobachten. Die Wände der Zellen sind stark verdickt und getüpfelt,

eine Struktur, die wir jedoch erst später an günstigeren Objekten studieren wollen. Mit alkoholischem Boraxkarmin werden die Körner alsbald rot, in Jodglyzerin nehmen sie eine schöne goldgelbe Farbe an.

Wir schälen hierauf einen Rizinus-Samen, durchschneiden ihn der Quere nach und stellen entsprechende Präparate aus ihm her. Das Gewebe des Endosperms läßt sich ganz vorzüglich schneiden, es enthält sehr viel Fett und braucht nicht befeuchtet zu werden. Die ersten Schnitte untersuchen wir in Olivenöl. Die in den Zellen des Gewebes verteilten Aleuronkörner treten uns in Gestalt kleiner eiförmiger Körner entgegen. (Fig. 14 *B*.) Das schmälere Ende dieser Körner wird von einem kleinen kugeligen Gebilde eingenommen, das wie hohl erscheint, weil es das Licht schwächer als das Olivenöl bricht. Dieses Gebilde wird als Globoid bezeichnet, es besteht wohl auch aus Globulinen, die sich aber mit Magnesia und Phosphorsäure verbunden haben. Der übrige Inhalt der Körner erscheint weiß, ziemlich stark lichtbrechend, stellenweise mehr oder minder eckig. — Wir untersuchen nunmehr andere Schnitte in Wasser. Die Globoide brechen stärker das Licht als das Aleuronkorn und man erkennt jetzt unschwer, daß sie solide Körper sind. (Fig. 14 *A*). Die Aleuronkörner schließen einen, seltener mehr Eiweißkristalle ein. Sie sind in einer fettreichen Grundsubstanz eingebettet. Das Untersuchungswasser beginnt alsbald das Öl aus der Grundsubstanz zu verdrängen. Letztere wird allmählich desorganisiert; große Ölmassen sammeln sich auf und an dem Objekt. Diese haften zum Teil dem Ob-Objekt und dem Glase an und haben dann unregelmäßige Form, zum Teil liegen sie frei und runden sich dann kugelig ab. Die meisten werden von zahlreichen Vakuolen getrübt. Stellt man auf den optischen Durchschnitt einer Ölkugel ein, so erscheint sie hellgrau und ist von einer schmalen, schwarzen Randzone umgeben. Senkt man den Tubus, so schwindet der schwarze Rand, die Scheibe erscheint etwas heller konturiert. Hebt man den Tubus, so wird die schwarze Randzone, die bei mittlerer Einstellung nur schmal war, breiter. Die Öltropfen zeigen somit entgegengesetzte Erscheinungen, als wir sie früher an Luftblasen beobachtet hatten. Die Luft bricht das Licht schwächer, das Öl stärker als das umgebende Wasser: daher ihr entgegengesetztes Verhalten.

Setzen wir nun dem im Wasser befindlichen Präparate von Rizinus absoluten Alkohol vom Deckglasrande hinzu, so hellt sich das Präparat etwas auf; gleichzeitig treten die Eiweißkristalle in den Aleuronkörnern sehr scharf hervor. Sie zeichnen sich jetzt sehr deutlich, so daß diese Methode der Behandlung sich empfiehlt um ihre Form zu studieren. Es sind Kristalle der tetraedrischen Hemiedrie des regulären Systems. Nach längerer Einwirkung des Alkohols schwinden die Öltropfen mehr und mehr, da das Rizinusöl zum Unterschied von anderen fetten Ölen mit absolutem Alkohol mischbar ist. — Wir stellen uns jetzt ein anderes Präparat her, das wir in einen Tropfen Eisessig auf den Objektträger legen und dann mit dem Deckglas bedecken. Die Eiweißkristalle schwinden rasch quellend in den Aleuronkörnern; diese nehmen be-

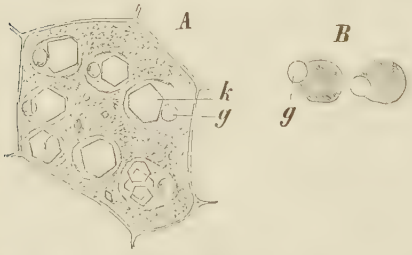



Fig. 14. Aus dem Endosperm von Ricinus communis. *A* eine Endospermzelle mit Inhalt unter Wasser, *B* einzelne Aleuronkörner in Olivenöl, *g* das Globoid, *k* der Eiweißkristall. Vergr. 540.

deutend an Volumen zu; die Globoide treten sehr deutlich in jedem Aleuronkorne hervor. Fettropfen sind aber nicht zu sehen, da das Rizinusöl, wiederum gegen die Regel, sich mit Eisessig mischt. — Sonst sind gerade absoluter Alkohol und Eisessig, weil sie die fetten Öle nicht oder nur wenig, die ätherischen Öle hingegen lösen, die besten Reagentien, um diese unter dem Mikroskop zu unterscheiden. Von den ätherischen Ölen lösen sich in den beiden genannten Reagentien die Terpene etwas weniger leicht als die anderen. Chloroform und Äther lösen fette und ätherische Öle in gleicher Weise. — Zu einem im Wasser liegenden Präparate fügen wir mit Wasser verdünnte Alkannatinktur hinzu. Alsbald haben die Fettmassen Farbstoff aufgespeichert und sich rotbraun gefärbt, ein Verhalten, das auch die ätherischen Öle und ähnlich auch die Harze zeigen. Sehr schön treten die Eiweißkristalle hervor, wenn man die Schnitte in 1proz. Osmiumsäure legt; sie nehmen nach und nach einen bräunlichen Ton an. Das Öl wird durch die 1proz. Osmiumsäure langsam geschwärzt, eine Eigenschaft, welche die fetten Öle ebenfalls mit den ätherischen teilen, die aber für beide nicht charakteristisch ist, da auch viele andere organische Substanzen in Osmiumsäure schwarz werden.

Man kann die Rizinusschnitte sehr schön mit einer konzentrierten Lösung von Pikrinsäure in absolutem Alkohol fixieren und weiter mit Eosin färben, um sie als Dauerpräparate aufzubewahren. Die Fixierung in dem Pikrinsäure-Alkohol hat einige Stunden zu dauern; dann wäscht man die Schnitte in Alkohol aus und tingiert sie in wenigen Minuten mit einer Lösung von Eosin in absolutem Alkohol. Hierauf werden die Schnitte wieder in absolutem Alkohol abgespült, in Nelkenöl übertragen und schließlich auf dem Objektträger in einem Tropfen Canadabalsam, der in Chloroform gelöst ist, gelegt und mit dem Deckglas überdeckt. Das so hergestellte Präparat zeigt die Grundsubstanz dunkelrot, die Eiweißkristalle gelb gefärbt, die Globoide nahezu farblos.

Eiweißkristalle von außerordentlicher Schönheit, die alle Eiweißreaktionen leicht ergeben, finden wir in den Zellen des Keimes der Samen von Bertholletia excelsa, der käuflich überall zu habenden Paranuß, vor. Gute Schnitte sind auch in diesem Falle leicht zu erhalten. Wird zu einem im Wasser liegenden Präparate absoluter Alkohol zugesetzt, so treten die Eiweißkristalle scharf hervor. Auf das fette Öl bleibt der Alkohol ohne merkliche Wirkung, ebenso Eisessig, während die Eiweißkristalle sich alsdann lösen. In 1proz. Osmiumsäure werden die Kristalle sehr deutlich. Sie sind so groß, daß sie selbst bei relativ schwacher Vergrößerung ihre Gestalt genau erkennen lassen. Neben dem Kristall liegt ein Globoid, und zwar als unregelmäßiges Aggregat abgerundeter Gebilde. Die Grundsubstanz ist sehr fettreich und wird von der 1proz. Osmiumsäure allmählich geschwärzt. Auch der körnige Inhalt der Aleuronkörner nimmt bald dunkle Färbung an, während die Kristalle sich nur langsam gelb färben. Die Kristalle sind optisch einachsig, hexagonal rhomboedrisch-hemiedrisch.

# III. Abschnitt.

## Protoplasmaströmung. Zellkern. Zeichnen mit der Camera. Bestimmung der Vergrößerung.

### Untersuchungsmaterial.

Frische, im Öffnen begriffene Blüten von Tradescantia virginica oder einer anderen ihr nahe verwandten Art, oder von T. zebrina; oder frische junge Kürbishaare; oder frische Blüten einer Lamium-Art. — Gesunde, ganze Pflanzen von Hydrocharis morsus ranae, oder von Trianea bogotensis. — Frische Blätter von Vallisneria spiralis oder Sprosse von Elodea canadensis.

### Reagentien.

Glyzerin. — Absoluter Alkohol.

Um die Bewegungserscheinungen am lebenden Protoplasma zu beobachten, wählen wir die Staubfadenhaare der Tradeskantien aus. Tradescantia virginica blüht vom Mai bis in den Spätherbst und ist in jedem botanischen Garten vertreten. Die langen violetten Haare der Staubblätter in den Blüten fallen ohne weiteres auf. Man wähle zur Untersuchung im Öffnen begriffene oder frisch geöffnete Blüten. Das Präparat wird hergestellt, indem man ein Büschel Haare mit der Pinzette am Grunde faßt, sie abtrennt und in Wasser überträgt. Auch ein ganzer Staubfaden läßt sich unter Deckglas bringen, wenn zuvor die Anthere abgelöst wurde. Zwischen den Haaren pflegt sich Luft einzufangen und es kostet Mühe, sie zu entfernen. Am besten gelingt das, wenn man über die Haare, die man an ihrer Basis mit der Pinzette festhält, mit einem feinen Pinsel von der Basis gegen die Spitze hinstreicht. Dann legt man erst das Deckglas auf.

Fig. 15. Eine Zelle aus einem Staubfadenhaar von Tradescantia virginica. Vergr. 240.

Die Staubfadenhaare von Tradescantia werden von zahlreichen, zu einer einzigen Reihe verbundenen, tonnenförmig angeschwollenen Zellen aufgebaut. An den eingeschnürten Stellen befinden sich die Scheidewände, durch welche die aufeinander folgenden Zellen getrennt werden. Jede Zelle (Fig. 15) besitzt einen dünnen, ununterbrochenen Wandbeleg aus Cytoplasma und zeigt sich von zahlreichen dünneren und dickeren Cytoplasmaströmen im Innern durchsetzt. Innerhalb dieser Ströme ist der von einer zusammenhängenden Cytoplasmaschicht umhüllte Kern aufgehängt. (Etwas unterhalb der Mitte in der nebenstehenden Figur.) Der von den Strömen durchsetzte Saftraum wird von einem violett gefärbten Zellsaft erfüllt. Das Cytoplasma erscheint dem Beobachter als farblose, zähflüssige Substanz, welche zahlreiche winzige Gebilde, die als Mikrosomata oder Mikrosomen bezeichnet werden, führt. Diese Mikrosomen reagieren in verschiedener Weise; zum Teil sind sie fest, zum Teil bläschenförmig und von einem flüssigen, stark lichtbrechenden Inhalt erfüllt. Außerdem sieht man im Cytoplasma mehr oder weniger zahlreiche, etwas größere, stark licht-

brechende bläuliche Körner, welche Stärkebildner oder Leukoplasten sind. — Stellen wir das Objektiv auf den cytoplasmatischen Wandbeleg ein, so bemerken wir, daß dieser nicht seiner ganzen Masse nach in Bewegung begriffen ist, wohl aber, daß feine, netzförmig anastomosierende Ströme in ihm verlaufen. In den Cytoplasmasträngen, welche den Saftraum der Zelle durchsetzen, ist die Bewegung besonders kräftig. Diese Stränge sind von verschiedener Dicke; sie anastomosieren seitlich untereinander und richten sich vorwiegend nach dem Kern. In den meisten Strängen ist nur eine Stromrichtung zu erkennen; oft sieht man aber auch, selbst in sehr dünnen Strängen, zwei entgegengesetzt gerichtete Ströme. Die Bewegung wird kenntlich durch die vom Cytoplasma mitgeführten Mikrosomen und Leukoplasten. Bei längerer Betrachtung fällt es auf, daß die Stränge langsam ihre Dicke, ihre Lage und ihre Gestalt verändern. Neue Verbindungszweige sieht man entstehen, ältere in der Mitte dünner werden, schließlich durchreißen und sich auf andere Stränge zurückziehen. So verändert sich fortdauernd das Bild. — Der Kern ist oft fast kugelrund, in manchen Fällen oval, oder etwas abgeflacht. Bei der stärksten Vergrößerung, über die wir verfügen, erscheint er uns fein punktiert, und wir können auch wohl einige größere Körner (Kernkörperchen) in ihm unterscheiden. Manchmal liegen zwei Zellkerne in derselben Zelle aneinander. — Der Kern wird von den Cytoplasmasträngen hin und her gezogen, er verändert langsam seinen Platz in der Zelle. Um uns hiervon zu überzeugen, führen wir rasch eine Skizze der Zelle aus und vergleichen mit ihr nach einiger Zeit die Stellung des Kernes und der Ströme. Genau läßt sich freilich eine solche Skizze nur mit dem Zeichenprisma entwerfen, und sie nur hätte für den späteren Vergleich entscheidenden Wert. Daher wollen wir es auch gleich versuchen, uns mit dem Gebrauche des Zeichenprisma bekannt zu machen.

Der in der Einleitung S. 7 zunächst empfohlene Zeichenapparat nach Abbe, der in Fig. 16 dargestellt ist, wird dem Okular aufgesetzt und mit den seitlich angebrachten Klemmschrauben am Tubus befestigt. Das Prismengehäuse samt Spiegel wird hierauf nach hinten umgeklappt (wie in der Figur), so daß man frei in das Okular hineinsehen kann. Ist das Bild, das man zeichnen will, eingestellt, so bringt man das Prismengehäuse wieder über das Okular und blickt nun durch dieses in den Tubus. Wer, wie das meist der Fall ist, mit dem linken Auge mikroskopiert, der muß den Arm mit dem Spiegel so weit nach vorn drehen, daß er ihn nicht störe. Das Bild wird auf eine horizontale Fläche unter dem Spiegel entworfen. Dort legt man auf ein passendes Zeichenpult ein Blatt gutes glattes Zeichenpapier und hält über ihm die Spitze eines Bleistiftes. Befindet sich die Bleistiftspitze an der richtigen Stelle, so muß man sie zugleich mit dem Bilde des Objekts, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops sehen. Die Bleistiftspitze wird sichtbar gemacht durch zweimalige Reflexion, das erstemal im Spiegel, das zweitemal an der versilberten Fläche eines kleinen im Prismengehäuse des Apparates eingeschlossenen Prismas im Augenpunkt des Okulars, während das mikroskopische Bild, durch eine kleine Öffnung in der Versilberung desselben Prismas, direkt ins Auge gelangt. Liegt die Oberfläche des Zeichenpultes nicht in der deutlichen Sehweite des Beobachters, so wird die Bleistiftspitze undeutlich gesehen und das Zeichenpult muß höher, oder, wohl nur in selteneren Fällen, niedriger gestellt werden. Man kann die erforderliche Höhe zunächst mit Hilfe

von Büchern ausprobieren, die man aufeinander legt. Will ein Kurz- oder Weitsichtiger in der erwünschten Entfernung der normalen deutlichen Sehweite, das heißt von 250 *mm*, nach welcher der Optiker seine Vergrößerung berechnet, zeichnen, so muß er über der oberen Öffnung des Zeichenapparates ein passendes Brillenglas anbringen lassen (vgl. S. 7). Das mikroskopische Bild ist nur dann auf der Zeichenfläche gut sichtbar, wenn zwischen beiden ein bestimmtes Verhältnis der Helligkeit besteht. Ein Abdämpfen der Zeichenfläche kann aber mit Hilfe der Rauchgläser geschehen, die an dem Zeichenapparat drehbar befestigt sind. Ist die Einstellung vollzogen, so zieht man mit der Bleistiftspitze, gleichsam im Gesichtsfelde des Mikroskops zeichnend, die Umrisse des Gegenstandes nach. Da das Prismengehäuse des Zeichenapparates umgeklappt werden kann, so ist es möglich, ihn am Mikroskop auch während der Beobachtung zu belassen.

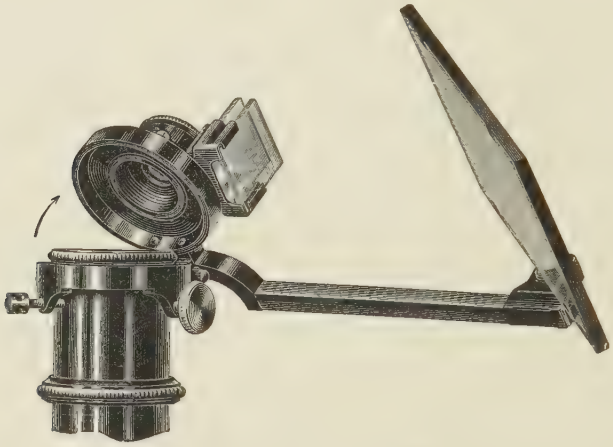


Fig. 16. Zeichenapparat nach Abbe. Das Prismengehäuse samt Spiegel ist in dieser Figur nach hinten umgeklappt.

Das zweite in der Einleitung empfohlene Zeichenprisma (Fig. 17) ist einfacher, leistet trotzdem bei einiger Übung sehr gute Dienste. Sein Ring wird auf den Tubus geschoben, hierauf das Okular eingesetzt. Dieses Zeichenprisma kann dauernd am Mikroskop verbleiben, ohne die Beobachtung im geringsten zu stören. Soll es benutzt werden, so bringt man das durch die gemeinsame Fassung verbundene Prismenpaar über das Okular, so zwar, daß die durch die Öffnung der Fassung sichtbare Prismenkante, die Austrittspupille des Mikroskops, das heißt die helle, kreisrunde Scheibe, die man bemerkt, wenn man senkrecht von oben auf das Okular hinabblickt, annähernd halbiert. Sieht man dann, seitlich den Kopf bewegend, die Austrittspupille sich nicht merklich gegen die Prismenkante verschieben, so steht letztere auch in richtiger Höhe. Man zeichnet auf einem geneigten Zeichenpulte, das vor dem Mikroskop aufgestellt wird. Die Neigung des Prismenpaares zu ihm gibt die Fig. 17 (rechts) an. Dort ist zugleich der Gang der Lichtstrahlen eingetragen, sowohl der direkt vom Objekt in das Auge gelangenden, als auch der von der Zeichenfläche abgehenden, die eine zweimalige Reflexion innerhalb des Prismas erfahren und mit den vom Objekt kommenden schließlich zusammenfallen. Nach einigem Suchen hat man auf

dem Zeichenpapier die Bleistiftspitze gefunden und kann nun mit ihr den Umrissen des Gegenstandes folgen. Soll der Gegenstand in der Zeichnung nicht verzerrt werden, so muß das Zeichenpult die richtige Neigung von 25° haben. Will man diese ganz genau bestimmen, so zeichne man den kreisförmigen Umriß des Gesichtsfeldes mit Hilfe des Zeichenprismas auf das Zeichenpapier. Bei richtiger Neigung des Zeichenpultes muß man einen Kreis bekommen; erhält man eine Ellipse, so ist die Neigung des Zeichenpultes unrichtig und muß so lange verändert werden, bis daß der Kreis sich ergibt. Oder man stelle, und zwar bei einer der stärkeren Vergrößerungen, das in der Einleitung S. 8 erwähnte, in einem Objektträger eingravierte Objektmikrometer, das ein Millimeter in 100 Teile geteilt zeigt, ein. Man drehe das Objektmikrometer so, daß seine Teilstriche nach vorn aufeinander folgen. Falls die zu geringe Größe des Objekttisches eine solche Lage des Objektmikrometers nicht zuläßt, wendet man das Mikroskop um 90°. Das macht natürlich eine entsprechende Änderung der Spiegelstellung notwendig. Ist das Instru-

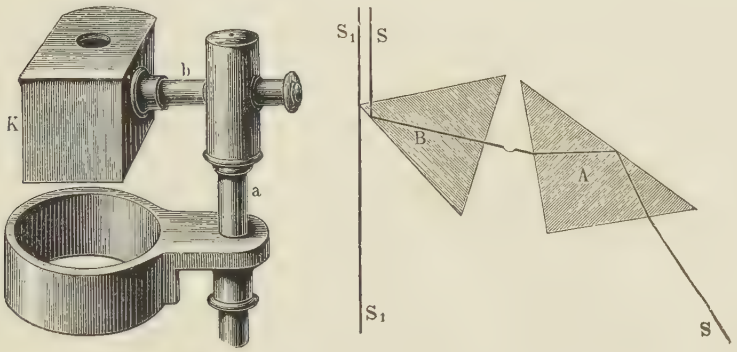



Fig. 17. Zeichenprisma (Camera lucida) mit zwei Prismen.

ment mit einem drehbaren Oberkörper oder drehbaren Objekttisch versehen, so braucht man nur diese zu bewegen, eine Einrichtung, die beim Zeichnen sehr zustatten kommt, da sie es ermöglicht, das Objekt stets in die für die Zeichnung erwünschte Lage zu bringen. Ist das Mikrometer erst richtig orientiert, so trägt man mit Hilfe des Zeichenprismas die Teilstriche auf das Papier des Zeichenpultes auf. Sie kommen dort übereinander zu liegen. Auch ohne große Übung gelingt es, sie genau wiederzugeben, doch folge man an ihnen, da sie eine bestimmte Dicke besitzen, mit dem Bleistift stets derselben Seite. Die Neigung des Zeichenpultes wird richtig sein, wenn die Entfernung der Striche in allen Höhen sich gleich bleibt. Steigt diese Entfernung nach oben zu, so muß das Zeichenpult steiler, sinkt sie, so muß es weniger steil gestellt werden. Da übrigens kleine Fehler im Maßstab nicht ausgeschlossen sind, so ist es notwendig, mehrere seiner Stellen zur Darstellung zu bringen.

Dasselbe Bild des Objektmikrometers, welches wir auf dem richtig geneigten Zeichenpulte entworfen haben, können wir auch verwerten, um die Vergrößerung des gezeichneten Bildes zu bestimmen. Wir wissen, daß die von uns gezeichneten Striche im Objektmikrometer um 0,01 *mm* auseinander liegen; beträgt nun ihre gegenseitige Entfernung

in unserer Zeichnung 2,4 *mm*, so ergibt sich aus ihr eine 240malige Vergrößerung. Diese Methode ist die einfachste und beste, um auch die Größe der mikroskopischen Objekte, welche untersucht werden, zu messen. Hat man so viel Sicherheit im Zeichnen erlangt, daß man auch geringe Größenverhältnisse genau wiederzugeben vermag, und kennt man die bei gleicher Entfernung bestimmte Vergrößerung des gezeichneten Bildes, so braucht man nur die Maße mit dem Zirkel abzunehmen und durch diese Vergrößerung zu dividieren, um die wirkliche Größe des Gegenstandes zu erfahren. Erscheint beispielsweise unsere Tradescantia-Haarzelle bei 240facher Vergrößerung des Bildes 9 *mm* breit, so beträgt ihre Breite in Wirklichkeit 0,0375 *mm*. Diese Methode gibt auf einfachstem Wege so genaue Resultate, daß wir uns bei unseren Untersuchungen auf sie beschränken können.

So kehren wir denn zu unserer Haarzelle zurück und versuchen es mit dem einen oder dem anderen Zeichenapparat ihr Bild zu entwerfen. Da an der zweiten Camera besondere Einrichtungen zur Regulierung der Beleuchtung fehlen, so suchen wir durch Beschattung der Zeichenfläche, eventuell durch Änderung der Spiegelstellung, annähernd gleiche Helligkeit für die Zeichenfläche und das Gesichtsfeld des Mikroskops zu erlangen. Zum Zeichnen verwenden wir am besten steifen, glatten Zeichenkarton und Graphitbleistifte. Fertiggestellte Zeichnungen kann man, damit sie sich nicht verwischen, mit sehr verdünnter Gummilösung überziehen.

Wir stellen uns somit eine Skizze des Gesamtumrisses, der Cytoplasmaströme und des Zellkernes der Haarzelle dar und vergleichen etwa nach einer Stunde, ob sich Gegenstand und Bild noch decken. Wir dürften finden, daß die Verteilung der Ströme eine andere geworden ist, und daß auch der Kern seine Lage in der Zelle verändert hat.

Um festzustellen, daß die Strömungsvorgänge benachbarter Zellen voneinander und auch von der Zellwand unabhängig sind, lassen wir eine an sich unschädliche, aber wasserentziehende Flüssigkeit auf die Haare einwirken. Wir setzen dem Wassertropfen, vom Deckglasrande aus, konzentrierte Zuckerlösung oder Glyzerin hinzu. Es dauert nicht lange, so beginnen diese dem Zellsafte Wasser zu entziehen, und es tritt eine entsprechende Kontraktion der Protoplasten ein. Sie ziehen sich von einzelnen Stellen der Zellwand zurück. Diese Kontraktion der Protoplasten unter dem Einfluß wasserentziehender Mittel ist als Plasmolyse bezeichnet worden. Dabei ist zu beobachten, daß, solange die Kontraktion nicht zu stark wurde, die Strömung im Cytoplasma auch an den von der Zellwand zurückgetretenen Stellen fortdauert. Bald hört freilich alle Bewegung auf. Doch es gelingt in den meisten Fällen, sie wieder hervorzurufen, wenn die wasserentziehende Flüssigkeit durch Wasser ersetzt wird. Wir fügen zu diesem Zwecke dem Deckglasrande von der einen Seite Wasser hinzu, während wir die unter dem Deckglas befindliche Flüssigkeit von der anderen Seite durch Fließpapier aufsaugen lassen. Der Protoplast pflegt sich dann auch wieder auszudehnen und die Zellhaut zu erreichen. Es passiert nicht selten, daß während der Kontraktion einzelne Cytoplasmastücke sich von dem Zelleib ablösen und als abgerundete Ballen an der Wand der Zelle liegen bleiben. Auch diese Ballen können in den sich vergrößernden Protoplasten wieder aufgenommen werden.

Man stellt leicht fest, daß während der Kontraktion des Protoplasten der Farbstoff nicht nach außen diffundiert, und daß infolge-

dessen die Färbung des Zellsaftes dunkler wird. Anders verhalten sich getötete Zellen. Wir lassen beispielsweise absoluten Alkohol auf die Haare einwirken. Dieser tötet sofort das Cytoplasma und letzteres speichert nun auch Farbstoff auf. Es entzieht ihn dem Zellsafte, der alsbald sehr hell wird, während sich das Cytoplasma und der Kern dunkel violett tingieren. Der Farbstoff kann jetzt auch durch die Hautschicht des Protoplasten nach außen treten. Bestimmte Anilinfarben, wie Methylenblau, Methylviolett, Cyanin, Bismarckbraun, Fuchsin, Safranin, Methylgrün u. a. m., vermögen übrigens in sehr verdünnten wässerigen Lösungen in das lebendige Protoplasma einzudringen und können in seinem Innern sogar aufgespeichert werden[1]).

Statt der Tradescantia virginica läßt sich auch die als Ampelpflanze überall kultivierte Tradescantia zebrina für die Untersuchung verwerten. Namentlich käme sie während des Winterhalbjahres in Betracht. Im Zimmer blüht diese Pflanze selten, kann hierzu aber im Warmhaus angeregt werden. Die Staubfädenhaare verhalten sich im wesentlichen so wie jene von Tradescantia virginica.

Sollten Tradescantien dem Beobachter nicht zur Verfügung stehen, so könnten andere Pflanzenhaare aushelfen. Ein günstiges Objekt geben die Haare ab, die sich auf den jüngsten Sprossen der Kürbis-Arten (Cucurbita) befinden. Wir stellen das Präparat her, indem wir diese Haare mit dem Rasirmesser an ihrer Befestigungsstelle ablösen und in den Wassertropfen des Objektträgers übertragen. Die stärkeren Haare sind am Grunde mehrzellig und gehen in eine sich zuspitzende Zellreihe über; einige von ihnen tragen mehrzellige Köpfchen. Das Cytoplasmanetz in den Zellen ist reich entwickelt, es führt Mikrosomen und, wenn auch nur spärlich, umfangreichere, grüngefärbte Chlorophyllkörner. Der Zellkern ist groß, in den Cytoplasmasträngen aufgehängt; er hat ein glänzendes Kernkörperchen und wird in der Zeit hin und her bewegt.

Ähnliche Strömungsbilder wie die Zellen der Tradescantiahaare liefern auch jene einzelligen Haare, die in der Blumenkronröhre der Lamium-Arten in zwei Reihen stehen. Man wähle eben erst geöffnete Blüten zur Untersuchung aus; die blühende Pflanze ist vom Frühjahr bis zum Spätherbst überall zu beschaffen.

Ein sehr anziehendes Objekt geben die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae ab. Man wähle zur Untersuchung junge Wurzeln mit steifen Haaren aus. Diese Haare kann man mit dem bloßen Auge sehen. Es empfiehlt sich eine ganze Wurzelspitze abzuschneiden und sie rasch in eine hinreichende Wassermenge auf den Objektträger zu übertragen. Das Deckglas wird in gewohnter Weise aufgelegt, und zwar wähle man hierzu die größten Deckgläser, die zur Verfügung stehen. Hierauf wird das Präparat eingestellt, wobei freilich, bei der nicht unbedeutenden Dicke der Wurzel, nicht alle Stellen der Beobachtung zugänglich sind, weil ein stärker vergrößerndes Objektiv früher schon in Berührung mit dem Deckglas kommt. Die Wurzelhaare von Hydrocharis sind sehr lang, schlauchförmig, wie auch alle anderen Wurzelhaare einzellig. Das reichliche Protoplasma, das sie führen, ist in mächtiger Bewegung begriffen. Allein es sind hier nicht zahlreiche, netzförmig verteilte, feine Ströme zu sehen, vielmehr nur ein einziger kräftiger, in sich zurücklaufender, der Wandung folgender Strom. Diese

1) Vgl. Pfeffer, Arbeiten des botanischen Instituts in Tübingen, Bd. II, Heft 2, 1886, S. 179.

Art der Strömung wird daher auch als Rotation von jener, die wir zuvor beobachtet haben, der Zirkulation, unterschieden. Dieser in sich zurücklaufende Strom stellt sich uns als ein breites, schwach schraubenförmig gedrehtes, in sich zurücklaufendes Band dar, das, in einer Ebene entworfen, eine sehr gestreckte 8 bilden würde. Die Bewegung dürfen wir uns aber nicht etwa so vorstellen, als wenn das Band, als zusammenhängendes Ganzes, innerhalb der Zelle sich drehen sollte, denn tatsächlich verändern während der Bewegung die benachbarten Teilchen fortwährend ihre gegenseitige Lage. Die beiden entgegengesetzten Stromrichtungen grenzen nicht unmittelbar aneinander, sie sind vielmehr getrennt durch einen Streifen von Protoplasma, in dem Ruhe herrscht. Dieser „Indifferenzstreifen" ist auf eine sehr dünne Plasmalage reduziert.

Die Stelle von Hydrocharis können mit gleichem Ergebnis die Wurzelhaare einer südamerikanischen Hydrocharidee, der Trianea bogotensis, einnehmen. Diese Pflanze wird jetzt in den meisten botanischen Gärten gezogen und steht auch im Winterhalbjahr zur Verfügung.

Sehr instruktive Präparate für Rotation des Protoplasma liefern die Blätter von Vallisneria spiralis, einer in allen botanischen Gärten vertretenen Pflanze, die sich auch in Zimmeraquarien leicht kultivieren läßt. Man wähle für die Untersuchung ein kräftiges Blatt aus und stelle den Schnitt aus dessen unteren Teilen her. Zu diesem Zwecke tut man wohl am besten, das lange, schmale Blatt über den Zeigefinger zu legen und mit Daumen und Mittelfinger an beiden Seiten des Zeigefingers anzuspannen. Man gewinnt dann den Flächenschnitt, indem man das Messer parallel zur Längsachse des Blattes führt. Man suche eine Lamelle von etwa der halben Blattdicke zu erhalten. Diese Lamelle lege man in den Wassertropfen des Objektträgers mit der Epidermis nach unten gekehrt. Anhaftende Luft macht einige Stellen des Schnittes unbrauchbar, doch es werden sich immer andere finden, die eine ungestörte Beobachtung zulassen. Eine Strömung ist in den Zellen der unversehrten Pflanze nicht wahrzunehmen [1]), sie wird aber durch Wundreiz, also auch durch Herstellung des der Beobachtung dienenden Schnittes, angeregt. Es dauert eine Zeitlang, bis sich diese Wirkung einstellt, daher man etwas warten muß, um kräftige Strömung in den Schnitten zu sehen. Der Strom läßt sich am besten in den weitlumigen, gestreckten Zellen des Blattinnern verfolgen. Bei niedriger Zimmertemperatur bleibt die Bewegung träge, dann helfe man durch schwaches Erwärmen des Objektträgers nach. Das Cytoplasma kreist gradlinig um die ganze Zelle, meist ohne merkliche seitliche Ablenkung. Der Indifferenzstreifen, in dem die Strömung fehlt, hat ziemliche Breite. Die grüngefärbten Chlorophyllkörner und der Kern treiben mit dem Strom. Der Zellkern ist scheibenförmig abgeflacht. Von Zeit zu Zeit kommt er zum Vorschein, meist ist er von den Chlorophyllkörnern verdeckt. Nicht selten sieht man ihn an einer Zellecke stecken bleiben; dann stauen sich an ihm auch die nachfolgenden Chlorophyllkörner, bis daß einen Augenblick später alles wieder in die Bewegung hineingerissen wird. Die Strömungsrichtung kann in benachbarten Zellen die entgegengesetzte sein, ohne einer bestimmten Regel darin zu folgen. Läßt man Glyzerin oder Zuckerlösung auf den Schnitt einwirken, so zieht sich der Protoplast von der Zellwand zurück und man kann im ersten Augenblicke dieser Zusammenziehung noch eine Fortdauer der Strömung beobachten. Dabei stellt

1) P. Kretzschmar, Jahrb. für wissensch. Bot., Bd. XXXIX, 1903, S. 273.

man bei aufmerksamer Betrachtung fest, daß die äußerste Schicht des Cytoplasma, seine Hautschicht, an der Bewegung nicht beteiligt ist. Auch in anderen Pflanzenzellen, welche Plasmaströmungen in ihrem Innern zeigen, ruht die Hautschicht, was von der größten physiologischen Tragweite ist, da sie allem Anschein nach es ist, welche die Reize empfängt, welche über die Richtung der einzelnen Organe am Pflanzenkörper bestimmen.

An Stelle von Vallisneria spiralis kann, mit annähernd gleichem Erfolg, die in Europa verwilderte Elodea canadensis treten. Die Blätter von Elodea sind so durchscheinend, daß sie ohne weitere Präparation der Beobachtung dienen können; auch in ihnen stellt sich Protoplasmaströmung erst infolge von Verletzung ein; sie müssen somit vom Sproß abgetrennt werden.

# IV. Abschnitt.

## Chromatophoren. Farbiger Zellsaft.

### Untersuchungsmaterial.

Frische Moospflänzchen: eine Mnium-Art oder Funaria hygrometrica; auch Farnprothallien. — Frische Blüten von Tropaeolum majus oder rote Crataegusfrüchte oder Hagebutten der Rosen oder Asparagus-Beeren oder reife Tomaten. — Wenn möglich, frische Blüten von Strelitzia Reginae. — Frische Blüten von Verbascum nigrum, dann von Vinca major oder minor, dann von Delphinium consolida. — Frische Blüten einer roten Rose. — Eine Mohrrübe. — Frische blutfarbige Laubblätter. — Eine frische junge Scheinknolle der Orchidee Phajus grandifolius oder ein frisches Rhizom von Iris germanica oder ein frischer Stengel der Urticacee Pellionia Daveauana.

### Untersuchungsflüssigkeiten, Reagentien.

Jodjodkaliumlösung. — Chloralhydrat. — 5% Zuckerlösung.

Einen Einblick in den Bau und in die Einschlüsse der Chlorophyllkörner hatten wir bereits Gelegenheit an mehreren Objekten zu gewinnen; immerhin wollen wir noch einmal speziell diesen Gebilden unsere besondere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen zu diesem Zwecke eines jener Moose aus, die sich durch schöne, große, linsenförmige Chlorophyllkörner auszeichnen, und deren (von der Mittelrippe abgesehen) einschichtige Blätter sich ohne weitere Präparation untersuchen lassen. Zu empfehlen sind Mnium-Arten oder Funaria hygrometrica. Zahlreiche Chlorophyllkörner von ansehnlicher Größe sind in jeder Blattzelle zu sehen; sie liegen in Pflänzchen, die dem diffusen Tageslicht ausgesetzt waren, nur den freien Zellwänden, das heißt jenen Wänden an, welche die obere und die untere Fläche des Blattes bilden. Sie kehren hierbei dem Beobachter ihre breite Seite zu. Daß sie im Profil aber schmäler sind, erkennt man an den vereinzelten Körnern, die sich an den Seitenwänden befinden. Alle Teilungsstadien der Chlorophyllkörner lassen sich leicht, oft in ein und derselben Zelle auffinden (Fig. 18). Die ruhenden Körner erscheinen fast kreisrund, dann nehmen sie elliptische, hierauf biskuitförmige Gestalt an, endlich werden sie vollständig

durchgeschnürt. Die beiden jungen Körner bleiben eine Zeitlang in gegenseitiger Berührung. Die Stärkeeinschlüsse der Chlorophyllkörner sind, je nach ihrer Größe, in manchen Blättern leicht, in anderen nur schwer zu sehen. Stets aber treten sie deutlich hervor, wenn die Chlorophyllkörner aus einer geöffneten Zelle in das umgebende Wasser gelangen und sich dort zersetzen. Um das zu erreichen, schneiden wir ein Blatt mit einer Schere in kleine Stücke, die wir in den Beobachtungstropfen legen. Die aus den desorganisierten Chlorophyllkörnern befreiten Stärkekörner nehmen in dem umgebenden Wasser an Größe zu und sind mit Jod als solche nachweisbar. Dahingegen wird ein ganzes, unversehrtes Chlorophyllkorn mit Jodjodkaliumlösung braun gefärbt und zwar infolge der kombinierten Blaufärbung der Stärkeeinschlüsse, der gelbbraunen Färbung der protoplasmatischen Grundsubstanz und der grünen des Chlorophylls. Um günstige Jodfärbungen des unversehrten Korns zu bekommen, nehmen wir Blätter in Untersuchung, die längere Zeit in Alkohol gelegen haben, denen somit durch diesen der grüne Farbstoff entzogen wurde. Die Chlorophyllkörner erscheinen nunmehr farblos; ihre Stärkeeinschlüsse nehmen, bei allmählichem Zutritt der Jodlösung, früher als der protoplasmatische Körper, die ihnen zukommende Färbung an. Die Jodreaktion wird noch auffallender, wenn das Präparat zuvor mit Kali, welches die Stärkekörner zur Quellung brachte, behandelt worden ist. Letztere Methode gestattet es auch, die geringsten Mengen von Stärke in den Chlorophyllkörnern nachzuweisen. Letzteres gelingt fast sicherer noch mit frischen Körnern, die man mit einer Lösung von 5 Teilen Chloralhydrat in 2 Teilen Wasser, der man auf dem Objektträger etwas Jodtinktur zusetzt, behandelt. Nach wenigen Minuten ist das Blatt farblos, die Chlorophyllkörner und Stärkekörner quellen, und letztere treten mit blauer Farbe deutlich hervor. Auch die mit Alkohol entfärbten Blätter zeigen bei derselben Behandlung sehr schön die blau tingierten Stärkekörner in den Chlorophyllkörnern, während letztere sich nicht färben.

Fig. 18. Chlorophyllkörner aus dem Blatte von Funaria hygrometrica, ruhend und in Teilung. Vergr. 540.

Bei starker Vergrößerung erscheinen die lebenden Chlorophyllkörner eines Moosblattes fein porös; diese Struktur tritt an den Chlorophyllkörnern mancher anderen Pflanzen, so der Vallisneria, noch deutlicher hervor.

Dieselben Resultate wie mit den meisten Moosblättern erhält man mit Farnprothallien, so daß sich diese Objekte gegenseitig vertreten können. Prothallien sind wohl stets in Gewächshäusern, in welchen Farne kultiviert werden, zu finden; die Wahl des Spezies ist für die Untersuchung gleichgültig.

Um anders tingierte Farbkörper kennen zu lernen, wenden wir uns zunächst an die Kapuzinerkresse, Tropaeolum majus. Wir wählen eben erst geöffnete Blüten, weil die Farbkörper sich in älteren zu desorganisieren beginnen. Zunächst stellen wir Flächenschnitte dar von der Oberseite der Kelchblätter. Das Präparat läßt sich auch mit einer feinen Pinzette gewinnen, wenn man mit dieser entsprechend tief in das Gewebe des Kelchblattes einsticht und einen Streifen von ihm abzieht. Man lege das Präparat in den Wassertropfen mit nach oben gekehrter Epidermis. Dann beginne man sofort die Untersuchung, weil alsbald eine nachteilige Wirkung des Wassers auf die Farbkörper sich geltend

macht. Der Rand des Schnittes wird von Anfang an gelitten haben, daher entferntere, noch unveränderte Zellen für eingehendere Betrachtung auszuwählen sind. — Die Farbkörper sind gelb, mit einem Stich ins Orangerot. Sie erscheinen spindelförmig, drei- bis viereckig (Fig. 19), in Formen, welche an kristallinische erinnern und in der Tat dadurch bedingt sind, daß ihr Farbstoff auskristallisierte, während ihr Protoplasma gleichzeitig eine sehr starke Reduktion erfuhr. Die unversehrten Farbkörper sehen homogen aus. Unter dem Einflusse des Wassers schwellen sie an, runden sich ab und werden vakuolig, d. h. es treten mit Wasser erfüllte Hohlräume in ihnen auf. Die Farbkörper liegen besonders zahlreich der inneren Wand der Epidermiszellen, der Oberseite der Kelchblätter an. Die braunen Streifen an der Oberseite der Kelchblätter rühren, wie entsprechende Schnitte lehren, von Epidermisstreifen her, deren Zellen mit karminrotem Zellsaft erfüllt sind. Diese Zellen enthalten außerdem gelbe Körner, die aber der gefärbte Zellsaft fast unsichtbar macht. In den roten Zellen zeichnet sich der Zellkern meist als heller Fleck. Die Blumenkronenblätter weisen ähnliche Verhältnisse auf; ihre Ränder, sowie ihre Wimpern können der ganzen Dicke nach zur Beobachtung verwendet werden. Die den Kronenblättern anhaftende Luft stört die Beobachtung, doch wird man stets einzelne luftfreie Stellen finden, oder durch leichten Druck auf das Präparat sie sich herstellen können. Dann erschweren die Papillen freilich noch etwas die Untersuchung, denn alle Epidermiszellen der Kronenblätter sind zu stumpfen Kegeln nach außen vorgewölbt. Nur den braunen Streifen an den beiden unteren Kronenblättern gehen diese Auswüchse ab. Die Papillen sind es, welche den Kronenblättern ihr samtartiges Aussehen verleihen. Sie zeigen sich an deren Oberseite stärker als an der Unterseite entwickelt. Die Luft wird sehr energisch zwischen den Papillen festgehalten. Die feuerroten Stellen am Grunde der Kronenblätter rühren von rosarotem Zellsaft und gelben Körnern in den Epidermiszellen her. — Während der Untersuchung der Kelchblätter muß es auffallen, daß an ihrer Oberseite die Oberfläche der Epidermiszellen longitudinal gestreift ist. Die Streifen kehren sich nicht an die Grenzen der einzelnen Zellen und sind Falten der die Epidermis bedeckenden Cuticula.

Fig. 19. Von der Oberseite des Kelches von Tropaeolum majus. Untere Wandung einer Epidermiszelle mit den ihr anliegenden Farbkörpern. Vergr. 540.

Ganz ähnliche Farbkörper wie in der Tropaeolumblüte kann man im Herbst und zu Beginn des Winters in dem Fruchtfleische der rot gefärbten Crataegus-Früchte oder in den Hagenbutten der Rosen finden. Entsprechend sind sie auch im Fruchtfleische der Asparagus-Beeren gestaltet; während im Fruchtfleische der Tomaten (Lycopersicum esculentum) die relativ großen, orangeroten Farbkörper die Gestalt von Chlorophyllkörnern besitzen.

Wem die schönen, großen Blüten der in den Gewächshäusern botanischer Gärten verbreiteten Strelitzia Reginae zur Verfügung stehen, sollte nicht versäumen, diese auf Farbstoffkörper zu untersuchen. In den Zellen der orangerot gefärbten äußeren Perigonblätter wird er

langgezogene Spindeln von einer für Farbkörper auffallenden Größe finden.

Der gelbe und orangerote Farbstoff ist fast immer an eine protoplasmatische Unterlage gebunden, doch kommen vereinzelte Fälle vor wo er im Zellsafte gelöst uns entgegentritt. Einen solchen Fall wollen wir bei Verbascum nigrum untersuchen. Wir können die Kronenblätter ohne weitere Präparation in den Wassertropfen des Objektträgers legen, nur müssen wir auch hier dann durch Druck die anhaftende Luft möglichst zu entfernen suchen. Die Epidermiszellen der Oberwie der Unterseite dieser Kronenblätter haben wellige Umrisse; die Gelbfärbung ihres Saftes fällt ohne weiteres auf. Die braunen Flecken am Grunde der Kronenblätter rühren von purpurfarbigem bis braungefärbtem Zellsafte her. — In der Epidermis der Staubfäden, von denen sich leicht dünne Lamellen mit dem Rasiermesser abheben lassen, sieht man auch gelben Zellsaft, außerdem aber in jeder Zelle noch einen zinnoberroten, unregelmäßigen Farbstoffklumpen und eine Anzahl farbloser, von Stärke erfüllter Leukoplasten.

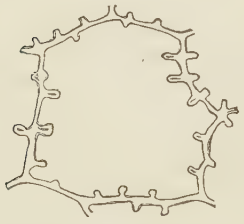


Fig. 20. Eine Epidermiszelle von der Kronenblattunterseite von Vinca minor. Vergr. 540.

Blauen Zellsaft finden wir in der Epidermis der Blumenkrone von Vinca major oder minor. Die Epidermiszellen, namentlich der Oberseite, sind papillenartig vorgewölbt. Die Epidermis beider Seiten läßt sich leicht mit der Pinzette abziehen. Die Seitenwände der Epidermiszellen zeigen in das Zellumen vorspringende Leisten (Fig. 20), welche oft an ihrer inneren Kante angeschwollen sind, sich dort sogar T-förmig erweitern können und wegen der stärkeren Lichtbrechung an ihrer Oberfläche und der schwächeren Lichtbrechung im Innern ganz den Eindruck von Falten machen.

Rosafarbiger Zellsaft tritt uns in dem Kronenblatt der Rosen entgegen. Die Epidermis läßt sich auch hier leicht von den Kronenblättern lostrennen. Die Epidermis der Oberseite hat ziemlich starke Papillen aufzuweisen, erscheint daher schön samtartig. Die Cuticula zeichnet sich durch ausgeprägte Streifung aus.

An den blauen Kelchblättern von Delphinium consolida finden wir die Epidermis sowohl der Ober- wie der Unterseite aus wellig konturierten Zellen aufgebaut. Die Epidermiszellen der Oberseite erheben sich außerdem in ihrer Mitte zu einer Papille. Die Streifen der Cuticula steigen an dieser Stelle empor, so daß sie bei Einstellung des Mikroskops auf die halbe Höhe der Papillen sonnenähnliche Figuren bilden. Die Zellen enthalten blauen, etwas ins Violette spielenden Zellsaft, außerdem noch in vielen Zellen blaue Sterne, die aus kurzen Nadeln auskristallisierten Farbstoffes bestehen. Die Epidermis läßt sich in kleinen Stückchen abziehen; das Kelchblatt ist außerdem durchsichtig genug, um nach Entfernung der Luft, an den Rändern seiner ganzen Dicke nach untersucht werden zu können.

Die Beispiele für blauen und roten Zellsaft ließen sich leicht vermehren; fast immer begegnet man so gefärbtem Safte in blauen und roten Blüten.

Um so auffälliger ist es, in den Zellen der inneren blauen Perigonblätter von Strelitzia Reginae runde blaue Gebilde zu finden, die wie Körner aussehen. Bei näherer Untersuchung und gleichzeitigem

Druck auf das Präparat, kann man aber feststellen, daß es auch hier nur blauer Zellsaft ist, der im Cytoplasma der Zellen zahlreiche, runde Vakuolen füllt.

Ein sehr interessantes Objekt gibt die Wurzel der Mohrrübe (Daucus Carota) ab. Die orangerote Färbung dieser Wurzel rührt von karmin- und orangeroten Farbkörpern her, die kristallinische Gestalt besitzen. Die häufigsten Formen finden sich in der Fig. 21 zusammengestellt. Es sind kleine, rechteckige Tafeln oder Rhomben, die Rhomben oft nadelförmig gestreckt, dann Prismen verschiedener Länge, manchmal fächerförmig nach dem einen Ende zu erweitert. Diesen kristallinischen Bildungen sind oft kleine, einseitig vorspringende Stärkekörner angefügt. Denn auch hier handelt es sich um Chromatophoren, deren Farbstoff, das Karotin, auskristallisierte. Dem Kristall sitzen nur noch geringe Plasmamengen an, denen dann auch die Stärkekörner entspringen. Wer über einen Polarisationsapparat verfügt, wird den Pleochroismus der Karotinkristalle feststellen können. Er verwende zu diesem Zwecke den Polarisator allein, ohne Analysator. Dreht er den Polarisator oder den Objektträger, so kann er die Karotinkristalle abwechselnd dunkler und heller werden sehen.

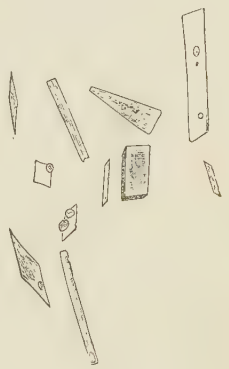


Fig. 21. Farbkörper aus der Wurzel der Mohrrübe. Zum Teil mit Stärkekörnern. Vergrößerung 540.

Wir untersuchen auch noch eine der blutfarbigen Varietäten unserer Sträucher oder Bäume, oder sonst eine krautartige Pflanze mit rotbraun gefärbten Blättern und konstatieren, daß die Zellen der Epidermis rosa gefärbten Zellsaft enthalten, und daß somit das Zusammenwirken vom Rot der Oberfläche und Grün des Innern die rotbraune Gesamtfarbe ergibt.

Die Stärkekörner werden in besonders individualisierten protoplasmatischen Gebilden angelegt. Wir haben als solche bereits die Chlorophyllkörner kennen gelernt, dann auch die Farbkörper, in welchen oft noch Stärkekörner nachzuweisen waren; wir wollen schließlich auch noch farblose Stärkebildner ins Auge fassen. Letzteren fällt die Bildung der Stärke in tieferen Schichten des Pflanzenkörpers zu. Wir können alle die hier behandelten Gebilde aber als Chromatophoren zusammenfassen und sie des weiteren als Chlorophyllkörper, Farbkörper und farblose Stärkebildner: als Chloroplasten, Chromoplasten und Leukoplasten unterscheiden. Sie haben gemeinsamen Ursprung und können ineinander übergehen. Sie sind lebendige Elemente des Zelleibs und liegen eingebettet im Cytoplasma. Hingegen stellten die blauen Sterne, die wir im Zellsafte der Blüten von Delphinium consolida fanden, nur aus dem Zellsafte auskristallisierten Farbstoff vor, und ebenso waren die Farbstoffklumpen, die wir in dem roten Zellsaft der Staubfäden bei Verbascum fanden, nicht zu den Chromatophoren zu rechnen.

Die größten und schönsten Stärkekörner werden in den Leukoplasten erzeugt, doch sind derartige Leukoplasten nicht eben leicht zu beobachten. Als günstigstes Objekt können junge Scheinknollen einer in den botanischen Gärten und den Kunstgärtnereien oft kultivierten tropischen Orchidee gelten, des Phajus grandifolius. Man macht nicht zu dünne Querschnitte durch eine solche Scheinknolle und unter-

sucht sie am besten in 5proz. Zuckerlösung. Stellt man auf tiefer liegende Stellen ein, die beim Schneiden nicht gelitten haben, so findet man unschwer an der Basis der bereits großen, stark exzentrischen Stärkekörner die flachen, gestreckt elliptischen, im Profil stäbchenförmig erscheinenden, weißen Leukoplasten (Fig. 22). Jeder Leukoplast schließt einen stabförmigen Eiweißkristall ein. Derselbe kann aus kleineren Leukoplasten hinausragen. Nach der Oberfläche der grün gefärbten Scheinknolle hin beginnen sich die Leukoplasten grün zu färben und nehmen allmählich die Farbe und das gewohnte Aussehen von Chlorophyllkörnern an.

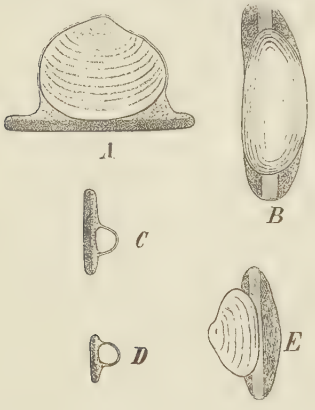



Fig. 22. Phajus grandifolius, Stärkebildner aus der Scheinknolle. *A*, *C*, *D* und *E* von der Seite, *B* von oben, *C* und *D* mit noch kleinen Stärkekörnern, *E* war grün gefärbt, der helle Streifen in *B* ein Eiweißkristall. Vergr. 540.

Ein relativ nicht ungünstiges und leichter zu beschaffendes Objekt ist das Rhizom von Iris germanica. Man führt Flächenschnitte aus ihm parallel zur Oberfläche. Die äußerste Gewebeschicht hat man zu entfernen, denn erst tiefer folgen die Stärkelagen. Die Untersuchung ist wiederum am besten in 5proz. Zuckerlösung auszuführen. In unversehrten Zellen erscheinen die Leukoplasten als Plasmaansammlungen an dem einen Ende der Stärkekörner (Fig. 23). Dort nur wachsen letztere und besitzen demgemäß exzentrischen Bau. Die Leukoplasten werden rasch körnig und zerfallen schließlich in Körnchen, die Molekularbewegung zeigen. Zwei Stärkekörner an einem Leukoplasten sind keine seltene Erscheinung. In solchem Falle kommen diese Stärkekörner, weiter wachsend, alsbald in gegenseitige Berührung und erhalten dann gemeinsame Schichten. Solche und ähnliche Erscheinungen führen hier, wie in anderen Fällen, zur Bildung zusammengesetzter Stärkekörner.

Eine Pflanze, welche ganz besonders leicht die Beobachtung der Stärkebildner gestattet, ist die Urticacee Pelliona Daveauana[1]. Diese Pflanze läßt sich in den Warmhäusern ohne Mühe kultivieren und vermehren und verbreitet sich jetzt über alle botanischen Gärten. Die Stärkebildner bekommt man auf jedem Querschnitt, den man durch den Stengel der Pflanze ausführt, zu sehen. Sie sind hier grün, somit in dieser Beziehung nicht eigentliche Leukoplasten, in ihren Funktionen aber mit den Leukoplasten insofern übereinstimmend, als sie die Hauptmasse ihrer Stärke nicht durch eigene Assimilation, sondern aus zugewanderten Reservestoffen bilden. Der Umstand, daß sie grün sind, macht sie leichter sichtbar; ein Schleim, mit dem sich der Schnitt bei der Darstellung überzieht, schützt ihn vor dem schädigenden Einfluß des umgebenden Wassers. Die Stärkekörner, die aus den Stärkebildnern hervorwachsen, werden auch hier sehr groß und zeigen stark exzentrischen Bau. An dem vom Bildungskern abge-

Fig. 23. Stärkebildner mit Stärkekörnern aus dem Rhizom von Iris germanica. Vergr. 540.

1) Vgl. Arnold Dodel, Flora 1892, S. 267; Binz, Flora, Ergänzungsband 1892, S. 34; Arthur Meyer, Über Stärkekörner, S. 288.

kehrten Ende selbst der großen Stärkekörner ist noch der Stärkebildner als grüne Kalotte zu sehen; an den übrigen Stellen überzieht er, in diesem Falle wie auch in anderen Fällen, in einer so dünnen Schicht das Stärkekorn, daß man ihn nicht ohne weiteres erkennen kann.

# V. Abschnitt.

## Gewebe. Wandverdickung. Reaktionen auf Zellulose, Pektinstoffe, Zucker, Nitrate, Inulin, Phosphate, Kalzium.

### Untersuchungsmaterial.

Eine weiße Zuckerrübe. — Eine reife Birne. — Frische und vor mindestens 8 Tagen in 50% Alkohol eingelegte Georginenknollen. — Frische Stengelstücke von Vinca major. — Samen von Ornithogalum umbellatum oder einer anderen nahe verwandten Art. — Dattelkerne.

### Reagentien und Farbstoffe.

Hämatoxylinlösung. — Chlorzinkjodlösung. — Essigsäure. — Schwefelsäure. — Jodlösung und verdünnte Schwefelsäure. — Kupfervitriollösung, Seignettesalzlösung und Ätznatronlösung. — Diphenylamin in Schwefelsäure. — Salpetersäure. — Frisch dargestellte Kupferoxydammoniaklösung.

Wir beginnen mit der weißen Zuckerrübe (Beta vulgaris). Ein kleines Gewebsstück wird der fleischigen Wurzel entnommen und aus ihm ein mikroskopisches Präparat hergestellt. Wir wählen am besten einen radialen Längsschnitt zur Beobachtung, das heißt einen Schnitt, der parallel der Längsachse, in der Richtung des Radius, geführt worden ist. Dieser Schnitt trifft rechtwinklig die mit dem bloßen Auge sichtbaren konzentrischen Ringe der Wurzel. In Wasser untersucht, zeigt uns dieser Schnitt mehr oder weniger rechtwinklige, mit wässeriger, farbloser Flüssigkeit erfüllte Zellen. In den Wänden dieser Zellen bemerkt man auch wohl hier und dort größere und kleinere, hellere, runde bis ovale Flecke, welche Tüpfelflächen darstellen. In einzelnen Zellen ist der mit deutlichen Kernkörperchen versehene, von winzigen Leukoplasten umgebene Zellkern zu sehen, auch ein dünner Wandbeleg aus Protoplasma. Die Interzellularräume sind meist mit schwarz erscheinender Luft erfüllt. An einzelnen Stellen der Präparate werden die Parenchymzellen schmäler; sie strecken sich parallel zur Längsachse der Wurzel; zwischen ihnen bemerkt man lange Röhren, die sich teilweise mit Luft angefüllt haben und eine charakteristische Verdickung ihrer Wand aufweisen. Diese Röhren sind Gefäße. Die Verdickung ihrer Wand ist eine getüpfelt netzförmige, d. h. die Wand zeigt netzförmig verbundene Verdickungsleisten, zwischen welchen unverdickte Stellen liegen. Diese unverdickten Stellen oder Tüpfel sind quer zur Längsrichtung des Gefäßes gestreckt. Wo der Schnitt ein Gefäß geöffnet hat, kann man in letzterem von Zeit zu Zeit ringförmige Verdickungen, die in sein Inneres vorspringen, bemerken. Es sind das diaphragmaartige Reste ursprünglich vollständiger Scheidewände, und ist an diesen Resten noch zu erkennen, daß das Gefäß aus einer Zellreihe hervorging. Die in den Gefäßen vorhandene

Luft stört oft die Beobachtung; man evakuiere sie mit einer Luftpumpe. Speziell für mikroskopische Zwecke wird von dem Mechaniker Carl Diederichs in Göttingen, Kornmarkt 5, für 65 Mk. eine kleine Luftpumpe hergestellt, die man an einen Tisch festschraubt und in der man das Entweichen der Luft aus dem Präparat direkt mit der Lupe verfolgen kann. Wer über eine Luftpumpe nicht verfügt, der suche die Luft durch Einlegen des Präparats in frisch ausgekochtes Wasser zu entfernen. Rascher wird dieses zu erreichen sein durch kurzes Eintauchen des Präparats in Alkohol. Freilich wird der Inhalt der Zelle hierdurch getötet, was aber für den Zweck der vorliegenden Untersuchung nicht in Betracht kommt.

Stellenweise trifft man in den Präparaten vereinzelte Zellen, die dicht mit kleinen klinorhombischen Kristallen erfüllt sind und durch sie fast schwarz erscheinen. Diese Kristalle bestehen aus Kalziumoxalat. Um dies zu konstatieren, lassen wir Essigsäure einwirken und stellen fest, daß sie in ihr unlöslich sind. Fügen wir zu einem anderen Präparat Schwefelsäure hinzu, so werden die Kristalle alsbald aufgelöst. Die gebildete Gipsmenge ist hier so gering, daß sie in der umgebenden Flüssigkeit gelöst bleibt.

Schöner und deutlicher treten uns die Strukturverhältnisse der Zellen an der Zuckerrübe entgegen, wenn wir die Schnitte mit einer durch Wasser verdünnten Hämatoxylinlösung färben. Um dieses zu erreichen, muß man die Schnitte eine Zeitlang in einer mit dieser Lösung gefüllten Uhrschale liegen lassen. Alle Zellwände sind alsdann violett gefärbt, mit Ausnahme der stark verholzten Wände der Gefäße. An den Parenchymzellen zeigen sich auch die Tüpfelflächen entweder gar nicht tingiert oder nur von einem schwach gefärbten Gitterwerk überzogen: sie treten daher deutlicher hervor. Diese Tüpfelflächen stellen die unverdickt gebliebenen Stellen der auch sonst nur schwach verdickten Zellwände dar. Die unverholzten Zellwände, die sich hier mit Hämatoxylin gefärbt haben, verdanken diese Färbung den Pektinstoffen, mit welchen die Zellulose in ihnen vermengt ist[1]). Wird ein Schnitt der Zuckerrübe in Chlorzinkjodlösung gelegt, so stellt sich alsbald die charakteristische Zellulosereaktion ein. Der Schnitt wird an den Rändern violett und es schreitet diese Färbung hierauf langsam gegen seine Mitte vor. Die Tüpfelflächen bleiben wiederum ungefärbt und zeigen sich meist nur schwach violett gegittert. Die verholzten Verdickungsschichten der Gefäße färben sich gelbbraun. Die Violettfärbung mit Chlorzinkjod ist eine spezifische Zellulosereaktion, die den Pektinstoffen nicht zukommt und unterbleibt, wenn zuvor durch längere Einwirkung von Kupferoxydammoniak die Zellulose aus den Zellwänden entfernt wurde[2]). — Zum Vergleich nehmen wir auch die Zellulosereaktion mit Jod und Schwefelsäure vor. Der Schnitt wird erst mit Jodlösung oder Jodkaliumlösung, am besten mit einer wässerigen Lösung von $^1/_2$proz. Jod und $1^1/_2$proz. Jodkalium imprägniert und hierauf schwach verdünnte englische Schwefelsäure (2 Teile Schwefelsäure, 1 Teil Wasser, dem Volumen nach) zugesetzt. Es beginnt sofort, von den Rändern aus, sich die Einwirkung zu äußern; der Schnitt nimmt eine schöne blaue Färbung an. Die Tüpfelflächen bleiben auch diesmal ungefärbt; die größeren zeigen ein blaues Gitter.

1) Mangin, Journal de Botanique 1892, p. 238.
2) Mangin l. c., p. 241.

Wir stellen uns weiterhin ein Präparat aus einer reifen Birne her. In dem saftigen Fruchtfleische tritt uns auch hier ein regelmäßiges, dünnwandiges Parenchym aus großen, mehr oder weniger an den Ecken abgerundeten Zellen entgegen. Diese Zellen führen farblosen Zellsaft, einen sehr reduzierten Plasmaschlauch und einen Zellkern. Zerstreut im Gewebe findet man Nester stark verdickter „Steinzellen“ (Fig. 24). Sie bilden die sog. Steine der Birne. Diese Zellen sind ausgezeichnet durch die bedeutende Dicke ihrer Wand und durch die zahlreich feinen, verzweigten Porenkanäle, welche diese Wände durchsetzen. Die Verzweigung der Porenkanäle kommt dadurch zustande, daß sie in dem Maße, als das Lumen der Zelle enger wird, sich vereinigen und so in das Zellumen münden. Wo zwei verdickte Zellen sich berühren, stellt man fest, daß die Porenkanäle aufeinander treffen. Diese Steinzellen führen in ihrem hier vorliegenden Zustande keinen lebenden Zellinhalt mehr, sondern nur noch wässerige Flüssigkeit. Sie stellen somit nur noch tote Zellhüllen vor. Nach Behandlung mit Chlorzinkjodlösung nehmen die dünnen Parenchymzellen des Birnfleisches allmählich, doch noch langsamer wie bei der Zuckerrübe, violette Färbung an, die stark verdickten werden gelbbraun. Letztere sind verholzt; man rechnet sie wegen ihrer starken Verdickung und Verholzung zu dem „Sklerenchym“. Die Strukturverhältnisse der verdickten Zellen werden durch Chlorzinkjodbehandlung besonders deutlich.

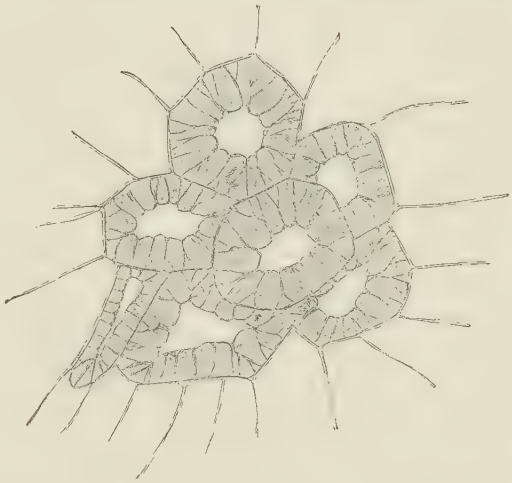


Fig. 24. Aus dem Fruchtfleisch der Birne. Stark verdickte Zellen mit verzweigten Porenkanälen von dünnwandigen Parenchymzellen umgeben. Vergrößerung 240.

Wir wollen das Fruchtfleisch der Birne verwenden, um mikrochemische Zuckerreaktionen kennen zu lernen. Am häufigsten wird die Fehlingsche Lösung hierzu benutzt. Wir bereiten uns drei wässerige Lösungen, von denen die eine im Liter 35 *g* Kupfervitriol, die andere 173 *g* Seignettesalz (weinsaures Natronkali), die dritte 120 *g* Ätznatron enthält[1]). Je ein Volum dieser Lösung muß mit zwei Volumen Wasser für den Gebrauch zusammengemischt werden. Die getrennten Lösungen lassen sich aufbewahren, während sie vermischt sich mit der Zeit verändern. Die Reaktion nehmen wir direkt auf dem Objektträger vor. Wir tragen dem letzteren zu diesem Zwecke einen größeren Tropfen destilliertes Wasser und drei kleinere Tropfen der vorbereiteten Lösungen auf und vermischen sie mit einem Glasstab. Die Schnitte, an denen wir die Reaktion vornehmen wollen, dürfen nicht zu dünn sein, wenigstens zwei Lagen unversehrter Zellen enthalten und selbstverständlich nicht zuvor in Wasser gelegen

1) Dragendorff, Die qualitative und quantitative Analyse von Pflanzen und Pflanzenteilen 1882, S. 70.

haben. Der Schnitt wird daher erst nach Vorbereitung der Fehlingschen Lösung hergestellt, unmittelbar in sie hineingelegt und mit Deckglas bedeckt. Hierauf erwärmen wir den Objektträger über einer Spiritus- oder Gasflamme, bis sich Blasen in der Flüssigkeit zu bilden anfangen. Der Schnitt hat sich alsdann auch schon rot gefärbt von reduziertem Kupferoxydul. — Man kann diese ganze Reaktion vereinfachen, indem man die Schnitte in eine konzentrierte wässerige Kupfervitriollösung zunächst legt, sie nach einiger Zeit in destilliertem Wasser abspült und in eine siedende Lösung von 20 *g* Seignettesalz und 11 *g* Kalihydrat in 10 *g* Wasser eintaucht[1]). — Das Ergebnis der Reaktion lehrt, daß in den Zellen der Birne eine die alkalische Kupferoxydlösung reduzierende Substanz vorhanden ist, und zwar wohl Traubenzucker und Fruchtzucker, in den meisten süßen Früchten vertreten sind und als Glukosen oder Glykosen zusammengefaßt werden, in diesem Falle vornehmlich Fruchtzucker oder Lävulose. Neben diesen Zuckerarten enthält die Birne stets eine gewisse Menge Rohrzucker, dessen Reaktion durch jene der reduzierenden Zuckerarten verdeckt wird. Aus dem Auge darf im übrigen nicht verloren werden, daß wie Glukosen auch eine Anzahl anderer Körper reduzierend auf alkalische Kupferoxydlösung einwirken.

Der Rohrzucker reduziert nicht alkalische Kupferoxydlösung, wie wir das an einem Schnitt aus der Zuckerrübe feststellen wollen. In derselben Weise in der Fehlingschen Lösung erhitzt, wie es zuvor mit dem Birnenschnitt geschah, veranlaßt er nicht die Bildung eines Niederschlages in den Zellen, zeigt vielmehr unter dem Mikroskop nur eine blaue Färbung ihres Zellsaftes. Wenn man den Schnitt länger in der Fehlingschen Lösung kocht, so beginnt auch er sich von der Oberfläche aus mennigrot zu färben. Der Rohrzucker wird dann nämlich infolge der stark alkalischen Reaktion der Lösung invertiert und gibt demzufolge ebenfalls den Oxydulniederschlag. Unter dem Mikroskop zeigen die peripherischen Zellagen alsdann mennigrote Körnchen, während, falls die Einwirkung nicht zu lange andauert, die inneren Zellen noch immer nur blaue Flüssigkeit führen.

Wir wollen die Zuckerrübe auch noch benutzen, um die mikrochemische Reaktion auf Nitrate und Nitrite vermittelst Diphenylamin kennen zu lernen[2]). Dieses von den Chemikern zum Nachweis sehr kleiner Mengen von Nitraten und Nitriten benutzte Reagens leistet auch für histologische Zwecke meist gute Dienste. Wir führen Quer- und Längsschnitte durch die Zuckerrübe aus, sorgen aber dafür, daß die Schnitte die Oberfläche erreichen. Die Schnitte lassen wir mit Vorteil zuvor auf dem Objektträger etwas trocknen und fügen dann erst das Reagens hinzu. Wir benutzten 0,05 *g* Diphenylamin in 10 *ccm* reiner Schwefelsäure. Sofort nach ihrem Zusatz tritt eine intensive Blaufärbung, Bildung von Anilinblau, in der äußersten Zone der Schnitte auf. Diese Zone enthält die jüngsten, in der Entwicklung begriffenen Gewebe der Rübe; diese sind es somit, welche die Nitrate führen. Von den blau tingierten Stellen ergießt sich der Farbstoff alsbald über das übrige Präparat, doch ist im ersten Augenblick der Reaktion die sich färbende Zone ganz scharf gezeichnet. Da es sich aber in Pflanzen, wie die Analysen von Säften ergeben haben, nur um Nitrate, nicht um Nitrite handeln kann, so dürfen wir aus der eingetretenen Reaktion auf

1) A. Meyer, Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1885, S. 332.
2) Vgl. Molisch, Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch., 1883, S. 150.

Nitrate schließen. Wird statt des etwas eingetrockneten Schnittes ein frischer zur Reaktion benutzt, so verteilt sich der gebildete Farbstoff weit rascher in die Umgebung, und die gefärbte Zone ist weniger scharf begrenzt. Während die Diphenylaminreaktion bei der Zuckerrübe sich in so charakterischer Weise einstellt, kann sie in anderen Pflanzen auch bei Anwesenheit von Nitraten ausbleiben [1]), so daß man aus ihrem Nichteintreten einen endgültigen Schluß auf Abwesenheit von Nitraten noch nicht ziehen darf. Andererseits geben auch manche andere Verbindungen, z. B. Eisenoxyd und seine Salze mit Diphenylamin dieselbe Reaktion, kommen aber für die Reaktion in der Pflanze kaum in Betracht.

Als nächstes Untersuchungsobjekt wählen wir die Georginenknolle (Dahlia variabilis). Die longitudinal halbierte Knolle läßt leicht das zentrale Mark erkennen. Ein aus diesem dargestellter Längsschnitt zeigt unter dem Mikroskop mehr oder weniger rechteckig konturierte, in Längsreihen angeordnete Zellen mit sehr reduziertem Cytoplasmaschlauch, mit Kern und farblosem Zellsaft. Die Interzellularräume sind mit Luft gefüllt, die Zellwände fein gestreift. Die Streifen steigen unter einem Winkel von 35—40° auf. Man glaubt zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme in gleicher Ebene zu sehen, was sich aus der relativ geringen Dicke der Wand erklärt. Tatsächlich gehören die in der einen Richtung aufsteigenden Streifen der einen, die entgegengesetzt geneigten der anderen Zelle an, wie man das namentlich an dem freien Schnittrande konstatieren kann. Mit Chlorzinkjodlösung nehmen die Streifen violette Färbung an, die Zwischenräume, wo sie breiter sind, zeigen sich deutlich ungefärbt.

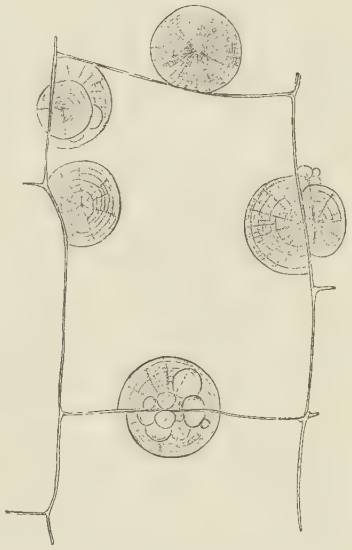


Fig. 25. Aus der Knolle von Dahlia variabilis, nach mehrmonatlichem Liegen in Spiritus. Sphärokristalle an den Wänden. Vergr. 240.

Wird ein Schnitt in absoluten Alkohol gelegt, so entsteht im Zellsaft ein feiner Niederschlag von Inulin. Ersetzt man den Alkohol durch Wasser und erwärmt den Objekträger über einer Spiritusflamme, so wird der Niederschlag wieder aufgelöst. — Um das Inulin in Form von sog. Sphärokristallen oder Sphäriten zu studieren, untersucht man Knollenstücke, die mindestens acht Tage zuvor frisch in etwa 50proz. Alkohol eingelegt worden sind. Man betrachtet die Schnitte am besten in Wasser und läßt während der Beobachtung sehr langsam Salpetersäure zutreten. Die Sphärite (Fig. 25) befinden sich stets an den Zellwänden. Sie bilden mehr oder weniger vollständige Kugeln. Diese Kugeln können von Zellwänden durchsetzt sein. Meist bilden verschieden große Kugeln zusammen eine Gruppe. Die Kugeln lassen mehr oder weniger deutlich einen radialen Bau erkennen; dieser Bau tritt schärfer hervor, wenn die Salpetersäure zu wirken anfängt; er rührt von radial angeordneten Kristallnadeln her, welche die Kugel aufbauen. Sie

1) Vgl. Schimper in Flora 1890, S. 217.

werden in konzentrischen Schichten dem wachsenden Sphärokristall aufgelagert, daher dieser auch konzentrische Schichtung zeigt. — Jodlösung bringt keine Färbung hervor. — Werden die Sphärite im Wassertropfen auf dem Objektträger erwärmt, so schwinden sie alsbald.

Nicht die sämtlichen Sphärite der Dahliaknollen bestehen aus Inulin, oft befinden sich zwischen ihnen auch Sphärite von Kalziumphosphat, die meist kleiner sind und sich langsam auflösen, wenn man den Schnitt in Wasser untersucht. Sie verschwinden rasch, wenn man Salpetersäure dem Untersuchungstropfen hinzufügt. Läßt man konzentrierte Schwefelsäure einwirken, so werden die Kalziumphosphatsphärite sofort gebräunt und rasch in Nester von aufschießenden Gipskristallen verwandelt, während die Inulinsphärite zunächst unverändert bleiben.

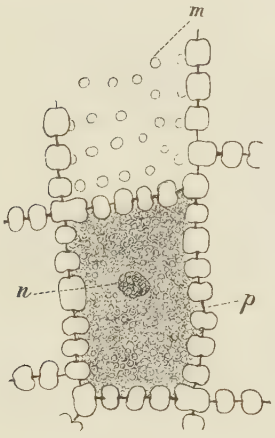



Fig. 26. Aus dem Endosperm von Ornithogalum umbellatum. *m* Tüpfel von oben, *p* Schließhaut, *n* Zellkern. Vergr. 240.

Aus einem kräftigen, dicht über dem Boden abgeschnittenen Stengel von Vinca major, den wir brechen, sehen wir an den Rändern der Bruchstelle zahlreiche feine Fasern hinausragen. Wir fassen einige mit der Pinzette, ziehen sie hervor und bringen sie in einen Wassertropfen auf den Objektträger. Unter dem Mikroskop erscheinen sie uns als lange, stark verdickte, an beiden Enden zugespitzte Sklerenchymfasern. Ihr Lumen ist auf ein enges Rohr reduziert, das an seinen beiden Enden ganz obliteriert. Die Wandung zeigt sich bei schwächer verdickten Fasern nur in einer Richtung gestreift; bei stärker verdickten sind zwei entgegengesetzt geneigte Streifensysteme vorhanden; das eine gehört den äußeren, das andere den inneren Schichtenkomplexen an. Mit Chlorzinkjodlösung nehmen die Fasern sofort eine violette, ins Braune spielende Färbung an. Besonders instruktiv ist aber das Verhalten in Kupferoxydammoniak, welches Reagens befähigt ist, die Zellulose zu lösen. Man muß die Einwirkung direkt beobachten. Bei Zutritt der Kupferoxydammoniaklösung quellen die Wände der Fasern stark und werden alsbald aufgelöst.

Wir halbieren jetzt einen Samen von Ornithogalum, etwa Ornithogalum umbellatum mit dem Taschenmesser, spannen die eine Hälfte in den Handschraubstock (S. 9) ein, befeuchten die Schnittfläche mit Wasser und stellen ein möglichst dünnes Präparat mit dem Rasiermesser her. Es empfiehlt sich, nicht allzu alte Samen für die Untersuchung zu benutzen. Die Präparate führen uns annähernd rechteckig konturierte Zellen vor (Fig. 26). Die Wände dieser Zellen sind stark verdickt, die Verdickungsschicht aber von zahlreichen, einfachen Tüpfeln durchsetzt. An einer Zellwand, die sich von der Fläche zeigt, erscheinen die Tüpfel als runde Poren (*m*), so wie dies an der oberen Zelle der Fig. 26 zu sehen ist. Von der Seite erscheinen die Tüpfel als Kanäle, die von Zellumen bis zur primären Zellwand verlaufen. Die Tüpfel der benachbarten Zellen stoßen genau aufeinander, sie werden durch die primäre Wand (*p*) getrennt, die wir als ihre Schließhaut bezeichnen. Die Innenfläche der Verdickungsschicht zeichnet sich durch

stärkere Lichtbrechung aus, sie bildet das „Grenzhäutchen". Wir legen nunmehr einige Schnitte in Jodjodkaliumlösung, entfernen den Überschuß dieser Lösung und fügen einen Tropfen verdünnter Schwefelsäure hinzu[1]). Die Verdickungsschichten der Zellen quellen und färben sich zugleich blau. Zwischen diesen quellenden Verdickungsschichten blieben sehr starke Trennungswände ungequollen, und man kann an dünnen Stellen des Schnittes feststellen, daß sie sich in einem bräunlichen Tone färbten. Es sind das die sog. Mittellamellen, diejenigen Wände, welche die Zellen vor Beginn der Verdickung trennten, und welche auch die Schließhäute der Tüpfel durchsetzen. — Die Zellen sind mit Protoplasma und körnigen Stoffen erfüllt, die durch Jod gelbbraun werden.

Ein sehr ähnliches Aussehen wie im Endosperm von Ornithogalum haben die Verdickungsschichten der Zellen im Endosperm der Dattel (Phoenix dactylifera). Die Zellen sind aber gestreckter, ihr Lumen enger, die Wände etwas dicker. Die Zellen sind im Dattelkern radial angeordnet. Quer- und Längsschnitte durch diesen Kern werden somit falls sie mit dessen Radien zusammenfallen, die Zellen in Längsansicht zeigen, tangentiale Schnitte, welche diese Radien rechtwinklig schneiden, die Zellen in Queransicht vorführen. Jodjodkalium und Schwefelsäure färben die Verdickungsschichten blau, Chlorzinkjodlösung sehr schön violett; während die Verdickungsschichten bei dieser Behandlung quellen, treten meist zahlreiche Lamellen an ihnen hervor.

# VI. Abschnitt.

## Epidermis. Handmikrotome. Spaltöffnungen.

### Untersuchungsmaterial.

Blätter von Iris florentia oder einer anderen Iris-Art. — Blätter von Hyacinthus orientalis oder einer anderen Hyazinthen-Art, oder einer Lilium-Art. — Blätter von Tradescantia virginica oder Tradescantia zebrina. — Blätter von Tropaeolum majus. — Alle diese Blätter sind frisch zu untersuchen, aber auch als Alkoholmaterial verwendbar.

### Reagentien.

Chlorzinkjodlösung. — Konzentrierte Schwefelsäure.

Wir stellen einen Flächenschnitt von der Außenseite (morphologischen Unterseite) der „reitenden" Blätter von Iris florentina her. Der Schnitt muß so dünn sein, daß er das unter der Epidermis gelegene Gewebe nur streift; er wird, mit seiner Außenseite nach oben gekehrt, in Wasser untersucht. Man sieht jetzt, daß die Epidermis von langgestreckten Zellen gebildet wird, die parallel zur Längsachse des Blattes verlaufen. Die Zellen schließen mit quergestellten Scheidewänden ab; sind ohne Interzellularräume miteinander verbunden, führen farblosen Zellsaft und besitzen einen sehr reduzierten Wandbeleg aus Cytoplasma, der auch den Kern in sich birgt. An der Außenseite ist die Epidermis von einem äußerst feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. In einer Linie mit den Epidermiszellen liegen die elliptischen Spaltöffnungen,

1) Vgl. S. 46.

die aber nur undeutlich zu sehen sind. Das rührt daher, daß die vier angrenzenden Oberhautzellen über die »Schließzellen« der Spaltöffnung greifen, sie teilweise deckend. So bleibt nur ein gestreckt elliptisches Grübchen (*f*) übrig, das auf die Spaltöffnung führt (Fig. 27 *A*). Dieses Grübchen erscheint meist schwarz, weil von Luft erfüllt. Um die Schließzellen gut zu sehen, kehre man nunmehr den Schnitt um. Da konstatiert man leicht, daß die Spaltöffnung von zwei halbmondförmigen Schließzellen gebildet wird. Diese Zellen führen, zum Unterschied von den benachbarten Oberhautzellen, Chorophyllkörner. Die Kerne pflegen in halber Länge der Schließzellen sich als helle Flecke kenntlich zu machen. Zwischen beiden Schließzellen befindet sich ein spindelförmiger Spalt (*s*), der etwa halb so lang wie diese Zellen ist. — Da

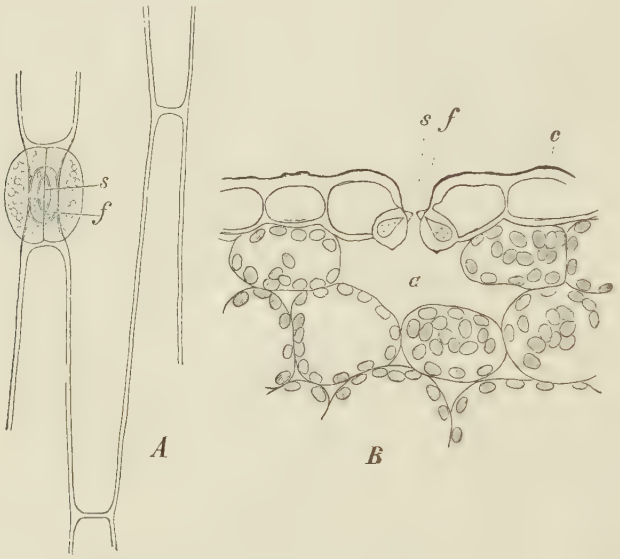



Fig. 27. Epidermis der Blattunterseite von Iris florentina *A* von oben, *B* im Querschnitt. *f* Grübchen, *s* Spalt, *c* Cuticula, *a* Atemhöhle. Vergr. 240.

die Längsachse der Spaltöffnungen mit der Längsachse des Blattes zusammenfällt, so gelingt es hier leicht, gute Querschnitte der Spaltöffnungen zu bekommen. Wir schneiden zunächst mit der Schere einen etwa $1^1/_2$ *cm* langen und 3 *mm* breiten Streifen aus dem Blatte heraus, parallel zu dessen Längsachse, und spannen ihn in Holundermark ein. Das hierzu nötige Holundermark gewinnt man aus trockenen Stengelstückchen der genannten Pflanze. Ein Markstückchen von etwa 3 *cm* Länge, von welchem man die Rinde und den Holzkörper abschält, wird mit einem scharfen Rasiermesser in zwei gleiche Längshälften geteilt, und zwischen diese der Blattstreifen eingefügt. Man führt hierauf zarte Querschnitte durch das Mark und den Blattstreifen und überträgt die Blattschnitte mit dem Pinsel von der Messerklinge auf den Objektträger. Man kann die beiden Markstückchen während des Schneidens einfach mit den Fingern zusammenhalten, oder auch beide Hälften aneinander durch Umwickeln mit einem Faden befestigen. Man drehe beim Schneiden die Markstückchen so, daß das Messer die breite Fläche,

nicht die Kante, des Objekts treffe; man bekommt auf diese Weise viel gleichmäßigere Schnitte. Für zarte Objekte ist das weichere Mark aus dem Stengel der Sonnenrose dem etwas härteren Holundermark vorzuziehen; für resistentere Objekte als das vorliegende, der Flaschenkork. — Die Gewinnung hinreichend zarter Schnitte dürfte hier kaum Schwierigkeiten bereiten; allenfalls könnte sich der, dem das nötige Geschick für eine solche Leistung fehlt, gleich mit einem kleinen Handmikrotom behelfen. Ein solches wäre beispielsweise das in Fig. 28 dargestellte Zylindermikrotom (Nr. 14), das Leitz für 15 Mk. liefert. Das zwischen zwei passende Holundermark- beziehungsweise Korkstückchen eingespannte Objekt wird in einem Zylinder, der sich 10 *mm* unter die Fläche des Tisches herabdrücken läßt, mit einer Klemmschraube befestigt. Die Hebung des Objekts erfolgt durch Drehung der unten befindlichen Mikrometerschraube und beträgt $^1/_{100}$ *mm* für jeden ihrer Teilstriche; die Abwärtsbewegung der inneren Hülse muß aber, nachdem man die Schraube zurückbewegt hat, durch Druck mit den Fingern von oben her vollzogen werden. Ähnliche kleine Handmikrotome sind von Wilh. Walb Nfl. in Heidelberg zu 16 bis 24 Mk. (Nr. 250 und 253) zu beziehen. Halter, um die Handmikrotome am Tische zu befestigen (Nr. 253) werden mit 6 bis 9 Mk. berechnet. — Empfehlen läßt sich zu demselben Zweck das Zylindermikrotom von Paulet, das sein Erbauer M. L. Paulet als Mikrotome à douille bezeichnet, und das man von ihm (rue des Vennes, 234, Liége) für 15 fr. erhalten kann[1]).

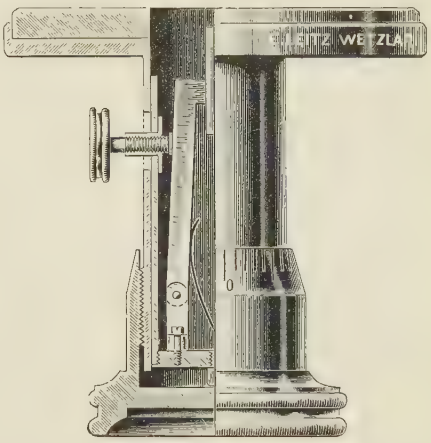


Fig. 28. Handmikrotom von Leitz, zur Hälfte im optischen Durchschnitt, um den inneren Bau zu zeigen.

Wir stellen in dieser oder jener Weise gleich eine größere Anzahl von Schnitten durch das Objekt her und legen sie zunächst in ein mit Wasser gefülltes Uhrschälchen. Die ersten Schnitte, die wir dem Uhrschälchen entnehmen, untersuchen wir in Wasser. Sie zeigen an günstigen Stellen Ansichten der Spaltöffnungen in der Form der Fig. 27 *B*. Wie diese Blattquerschnitte gleichzeitig lehren, werden die Epidermiszellen von Iris florentina auf ihrer Außenseite stärker als auf ihrer Innenseite verdickt. Doch sind auch die Innenwände ziemlich kräftig, während die Radialwände nur eine geringe Dicke besitzen. Es hängt dies mit den Aufgaben der Epidermis zusammen, welche nicht nur den äußeren Schutz zu besorgen, sondern auch der Wasserspeicherung zu dienen hat. Die dünnen Radialwände gestatten leicht eine Volumenänderung der Zellen, die bei Wasserverlust, durch ein blasebalgartiges Spiel, ihre Höhe verringern, um sie bei Wasserzufuhr wieder zu vergrößern. Die beiden Schließzellen liegen vertieft zwischen den Oberhautzellen; man sieht jetzt deutlich, in welcher Weise letztere über die Schließzellen greifen. Das Grübchen (*f*) führt auf die Schließzellen

1) Wegen komplizierterer Mikrotome vgl. den XXXII. Abschnitt.

hin. Letztere zeigen sich auf der oberen und unteren Seite stärker verdickt. Über dem Spalt befindet sich noch eine besondere Verdickungsleiste, die am Querschnitt schnabelförmig vorspringt. Unter ihr ist die Wand in einem schmalen Streifen dünner, so auch in einem breiteren Streifen an der gegenüberliegenden Seite. Diese Wandverdickung bedingt den Bewegungsmechanismus der Schließzellen, die höher werden, sich zugleich stärker krümmen, den Spalt daher erweitern, wenn ihr Turgor steigt; die sich abflachen, zugleich gerader werden und den Spalt verengen, wenn ihr Turgor sinkt. Damit die Beweglichkeit der Spaltöffnung nicht behindert werde, verdünnt sich plötzlich die stark verdickte Wand der angrenzenden Epidermiszellen an der Ansatzstelle der Schließzellen, die solcherweise an Hautgelenken, gleichsam wie an Scharnieren, befestigt sind. Unter der Spaltöffnung befindet sich die Atemhöhle (*a*), ein in unversehrtem Blatte mit Luft erfüllter großer Interzellularraum, der von chlorophyllhaltigen Zellen umgrenzt ist und mit den zwischen ihnen befindlichen Interzellularräumen in Verbindung steht. — Ein in Chlorzinkjodlösung eingelegter Querschnitt lehrt uns, daß die Wände der Epidermiszellen sich im ganzen Umkreis violett färben, mit Ausnahme eines dünnen, etwas faltigen Außenhäutchens, das gelbbraum wird, der sogenannten Cuticula (*c*). Diese Cuticula schwillt an der Spaltöffnung zu dem schon erwähnten schnabelförmigen Fortsatze an, der mit Chlorzinkjodlösung sich gelbbraun färbt, weil er kutinisiert ist. Als äußerst zartes Häutchen setzt sich die Cuticula durch die Spalte über die Schließzellen bis an den Ursprung der chlorophyllhaltigen Parenchymzellen fort. Im übrigen werden auch die Schließzellen in ihrem ganzen Umfange violett. Bei Anwendung konzentrierter Schwefelsäure löst sich der ganze Schnitt schließlich auf, es bleibt nur die Cuticula samt den kutinisierten Vorsprüngen der Spaltöffnung zurück.

Die Spaltöffnungen an den Blättern von Hyacinthus-Arten sind jenen von Iris florentina ganz ähnlich gebaut, doch nicht in die Epidermis vertieft, ihre beiden Schließzellen liegen vielmehr in gleicher Höhe mit den übrigen Epidermiszellen. Daher Flächenschnitte, oder abgezogene Epidermisstreifen, auch wenn sie von außen betrachtet werden, die beiden Schließzellen gut zeigen. Die Spaltöffnungen befinden sich nicht nur an der Unterseite, sondern auch an der Oberseite des Blattes. Da auch hier die Längsachsen der Spaltöffnungen mit der Längsachse des Blattes zusammenfallen, so ist es leicht, gute Querschnitte zu bekommen. In halber Höhe an der Spaltseite, sowie der ganzen Höhe nach an den benachbarten Epidermiszellen, sind die Wände der Schließzellen schwach verdickt. Die Ausbildung ihres Hautgelenks ist die nämliche wie bei Iris.

Die Spaltöffnungen der Lilium-Arten verhalten sich ganz ähnlich.

Ein äußerst günstiges Objekt für das Studium des Spaltöffnungsapparates ist in Tradescantia virginica gegeben. Die Epidermis besteht auf beiden Seiten des Blattes aus polygonalen, in der Richtung des Blattes meist gestreckten Zellen. Mit diesen wechseln engere Streifen aus schmäleren und längeren Zellen ab. Diese Streifen sind schon mit dem bloßen Auge zu sehen, namentlich an der Blattunterseite, und erscheinen grün, während die Streifen aus breiteren Zellen graue Färbung zeigen. Die Seitenwände der Oberhautzellen weisen Poren auf; die Außenfläche läßt schwache Streifung erkennen. Die Zahl der Spaltöffnungen ist an der Unterseite des Blattes bedeutend

größer, daher wir diese Seite für die Untersuchung wählen. Die Spaltöffnungen sind fast immer von je vier Epidermiszellen umgeben (Fig. 29). Sie liegen in gleicher Höhe mit der Epidermis. Der Spalt zwischen den Schließzellen ist relativ groß. Die Schließzellen führen Chlorophyllkörner, zwischen denen der Zellkern meist sichtbar ist. Auch in den Epidermiszellen treten die Zellkerne scharf hervor und zeigen sich umgeben von kleinen farblosen Leukoplasten (*l*) (Fig. 29 *A*). Der Zellsaft der Epidermiszellen ist hin und wieder rosenrot gefärbt. Die Längsachse der Spaltöffnungen fällt mit der Längsachse des Blattes zusammen, so daß es auch hier leicht ist, tadellose Querschnitte zu bekommen. Die Spaltöffnung erscheint dann so, wie sie von der Fig. 29 *B* uns vorgeführt wird. Die Spaltseite erscheint wiederum in mittlerer Höhe schwächer verdickt und so auch die ganze gegenüberliegende, an die benachbarten Oberhautzellen grenzende Wand. Außerdem fällt es auf,

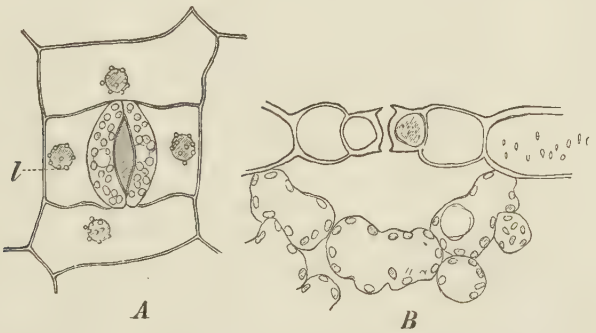



Fig. 29. Epidermis der Blattunterseite von Tradescantia virginica. *A* von oben, *B* im Querdurchschnitt, *l* dem Zellkern anliegende Leukoplasten. Vergr. 240.

daß die beiden an die Spaltöffnung seitlich anschließenden Oberhautzellen flacher und an ihrer Außenseite schwächer verdickt sind, als die nächstfolgenden Epidermiszellen. Sie gehören als „Nebenzellen" mit zum Spaltöffnungsapparat, und bilden das Scharniergelenk, das bei Iris florentina nur durch die dünne Hautstelle an der Insertion der Schließzellen vertreten war. Daß die Leukoplasten (*l*) trotz ihrer dem Lichte ausgesetzten Lage hier klein und farblos geblieben sind und sich nicht zu Chlorophyllkörnern weiter ausgebildet haben, hängt damit zusammen, daß dieser Epidermis keine assimilatorischen Aufgaben zufallen.

Die so häufig kultivierte Tradescantia zebrina hat einen ebensolchen Spaltöffnungsapparat wie Tradescantia virginica aufzuweisen und kann sie ersetzen. Die Spaltöffnungen befinden sich nur an der Unterseite des Blattes. Viele Epidermiszellen führen dort rosenroten Zellsaft. Häufig sind zu jeder Seite der Spaltöffnung zwei Nebenzellen vorhanden. Der Querschnitt ist sehr instruktiv, wenn es auch nicht eben leicht fällt, ihn recht dünn zu erhalten. Für die Orientierung genügen übrigens auch dickere Schnitte. Die Oberhautzellen beider Blattseiten zeichnen sich, wie der Querschnitt lehrt, durch bedeutende Höhe aus. Namentlich jene der Oberseite sind so hoch, daß sie für sich allein die halbe Dicke des Blattes ausmachen. Die Blätter von Tradescantia zebrina haben somit in ihrer Epidermis einen äußerst

mächtigen Wasserbehälter aufzuweisen. Viele ihrer Epidermiszellen sind durch quere Wände geteilt. Die Nebenzellen der Spaltöffnung bleiben ganz flach, so daß eine große Atemhöhle, von der Höhe der angrenzenden Epidermiszellen, unter dem Spaltungsapparat liegt.

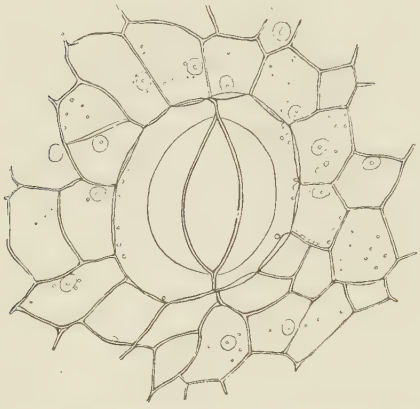


Fig. 30. Wasserspalte vom Blattrande von Tropaeolum majus, nebst angrenzenden Epidermiszellen. Vergr. 240.

Wir wollen an einem besonders günstigen Objekte auch die Wasserporen oder Wasserspalten kennen lernen. Sie zeigen den gleichen Bau wie die Luftspalten, die wir kurzweg als „Spaltöffnungen“ bezeichnet haben, nur sind sie größer, der Spalt, nebst dem unter ihm befindlichen Interzellularraum, ist wenigstens zeitweise, mit Wasser erfüllt. Die Schließzellen dieser Wasserspalten sterben meist frühzeitig ab, werden dann unbeweglich und lassen den Spalt zwischen sich weit offen stehen. Das günstigste Objekt für das Studium dieser Wasserspalten ist Tropaeolum majus. Die Wasserspalten befinden sich an der Oberseite des Blattes und zwar über den Enden der Hauptnerven. Dort pflegt der Blattrand eine kleine Vertiefung aufzuweisen. Man kann die Wasserspalten schon annähernd sehen, wenn man ein entsprechendes Stück des Blattes seiner ganzen Dicke nach, unter Wasser, mit Deckglas überdeckt, ins Gesichtsfeld des Mikroskops bringt. Die Einzelheiten werden freilich erst auf Flächenschnitten kenntlich, die man der betreffenden Stelle des Blattrandes entnimmt. Eine Wasserspalte zeigt sich dann so, wie die obenstehende Fig. 30. Der tote Inhalt der Schließzellen hat für gewöhnlich eine sehr starke Reduktion erfahren. Man findet stets mehrere Wasserspalten in geringer Entfernung voneinander.

# VII. Abschnitt.

## Haare. Stacheln. Kristalle. Schleim und Wachs.

### Untersuchungsmaterial.

Blätter von Cheiranthus Cheiri. — Blätter von Matthiola annua. — Blüten von Centaurea Jacea oder Centaurea Cyanus. — Blätter von Shepherdia canadensis oder Elaeagnus angustifolia. — Stengelteile der Rose. — Junge Sprosse von Urtica dioica. — Sprosse von Primula sinensis oder von Pelargonium zonale. — Blätter von Echeveria globosa. — Blätter von Eucalyptus globulus. — Sprosse von Secale cereale. — Sprosse von Saccharum officinarum. — Alle diese Pflanzenteile frisch.

### Reagentien und Farbstoffe.

Essigsäure. — Kalilauge. — Salzsäure. — Konzentrierte Schwefelsäure. — 20proz. Chromsäure. — Alkohol.

Wir kennen bereits die Wurzelhaare von Hydrocharis morsus ranae und wollen, da es sich bei Wurzelhaaren stets um ähnliche, einzellige Schläuche handelt, von deren weiterer Untersuchung absehen. Wir haben auch die zu kegelförmigen Papillen vorgewölbten Epidermiszellen zahlreicher Blumenblätter (Tropaeolum, Rosa) zu sehen bekommen; so auch die von tonnenförmig angeschwollenen Zellen gebildeten Staubfädenhaare von Tradescantia (Fig. 15); endlich auch die aus vielzelligem Grunde in einen einfachen, sich zuspitzenden Faden auslaufenden Haare von Cucurbita.

Mannigfaltige Pflanzenhaare sind uns somit schon bekannt, doch gilt es noch, unsere Erfahrungen entsprechend zu vervollständigen.

Verschiedene Formen einzelliger, vielfach verzweigter Haare treten uns auf den Blättern und Stengeln der Kruziferen entgegen. Beim Goldlack (Cheiranthus Cheiri) sieht man an den Blättern und am Stengel spießförmige Gebilde (Fig. 31*A*) mit engem, gegen die beiden Enden zu obliterierendem Lumen. Diese einzelligen Spieße zeigen sich an ihrer Außenfläche mit Höckern besetzt und zwar mit größeren Höckern in geringerer, mit kleineren in größerer Zahl. Da diese Spieße alle parallel zur Längsachse des Blattes gerichtet sind, so fällt es nicht schwer, gute Querschnitte durch sie zu bekommen. Es gilt freilich, die Insertionsstelle eines Haares in mittlerer Länge zu treffen, und muß man daher zahlreiche Schnitte ausführen, da-

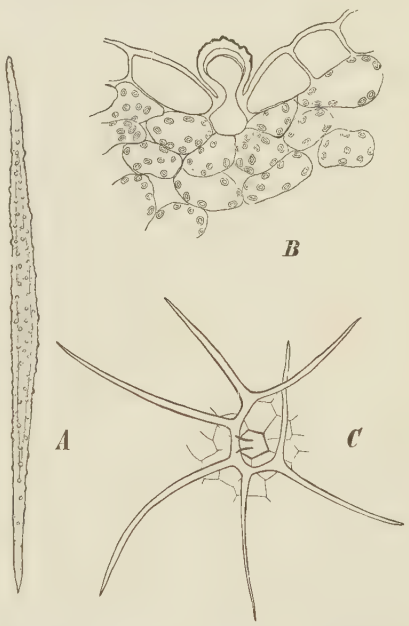



Fig. 31. *A* und *B*. Von der Blattunterseite von Cheiranthus Cheiri. *A* das Haar von oben. Vergr. 90. *B* im Querschnitt Vergr. 240. *C* von der Blattunterseite von Matthiola annua, Haar von oben. Vergr. 90.

mit sich dieser Zufall ereigne. Da sieht man (Fig. 31 *B*), daß die Insertionsstelle eines jeden Haares etwas vertieft liegt und daß die Epidermiszelle, die sich draußen zum Haarkörper ausweitet, schmäler als ihre Nachbarinnen ist, daß sie sich am Grunde, etwas anschwellend, abgerundet und tiefer in das angrenzende Gewebe reicht. Sie bildet dort den „Fuß" des Haares. — Längsschnitte durch das Blatt lehren, daß der Fuß in der Längsrichtung des Blattes nicht breiter als in der Querrichtung ist; man stellt zugleich fest, daß sich das Lumen des Fußes ohne Abgrenzung in das Lumen des Haarkörpers fortsetzt. Von der Gestalt des Fußes erhält man ein noch vollständigeres Bild, wenn man einen dünnen Flächen-

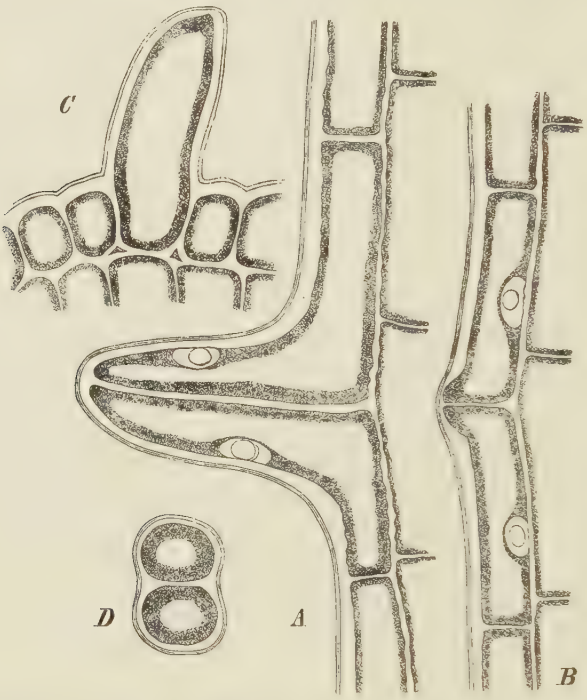



Fig. 32. Fühlhaare *A* und Fühlpapillen *B* vom Staubblatt von Centaurea Jacea. *A* und *B* im Längsschnitt des Staubblattes, *C* im Querschnitt des Staubblattes, *D* Querschnitt eines Fühlhaares. Vergr. 450.

schnitt mit der Unterseite nach oben kehrt. Der Fuß ist kreisrund im Querschnitt. Auch fällt es jetzt auf, daß die chlorophyllhaltigen Zellen des Blattgewebes, radial, ohne Lücken, an den unter der Epidermis vorspringenden, etwas erweiterten Teil des Fußes ansetzen.

Wiederholt in einer Ebene verzweigt sind die Haare auf den Blättern und Stengeln der einjährigen Levkoje (Matthiola annua) (Fig. 31 *C*). Diese Haare sitzen besonders auf der Blattunterseite so dicht beisammen, daß ihre Zweige ineinander greifen. Das Lumen des Haarkörpers ist infolge der starken Verdickung der Wände fast obliteriert. Höcker auf der Oberfläche treten kaum vor. Sehr instruktiv ist die Ansicht der Epidermis von der Innenseite, denn sie zeigt eine nicht unbedeutende Anschwellung des kugeligen Haarfußes und eine besonders schöne, radiale Gruppierung der chlorophyllhaltigen Blattzellen um ihn.

Ein besonderes Interesse bietet die Untersuchung der Staubfadenhaare in den Blüten der gemeinen Flockenblume (Centaurea Jacea)[1]). Im unteren Drittel der Staubfäden ist ihre Epidermis fast völlig glatt, im mittleren Drittel reichlich mit längeren Haaren und kürzeren Papillen besetzt, im oberen Drittel werden Haare und Papillen weit niedriger. Wir stellen uns einige Flächenschnitte aus der Mittelpartie eines Filaments her und untersuchen sie in Wasser, mit nach oben gekehrter Epidermis. Unschwer werden wir da der Haare ansichtig, die aus zwei langgestreckten parallelen Zellen bestehen. Sie gehören zwei angrenzenden Zellen einer Längsreihe an, die an ihrer Berührungsstelle gemeinsam hervorwuchsen. Die haartragenden Epidermiszellen sind wesentlich breiter als ihre Nachbarinnen. Die Papillen unterscheiden sich von den Haaren durch ihre geringere, oft nur ganz unbedeutende Höhe. Zwischen den längsten Haaren und den kleinsten Papillen bestehen alle Übergänge. Mediane Längsschnitte durch die Filamente führen die beiden Zellen jedes Haares

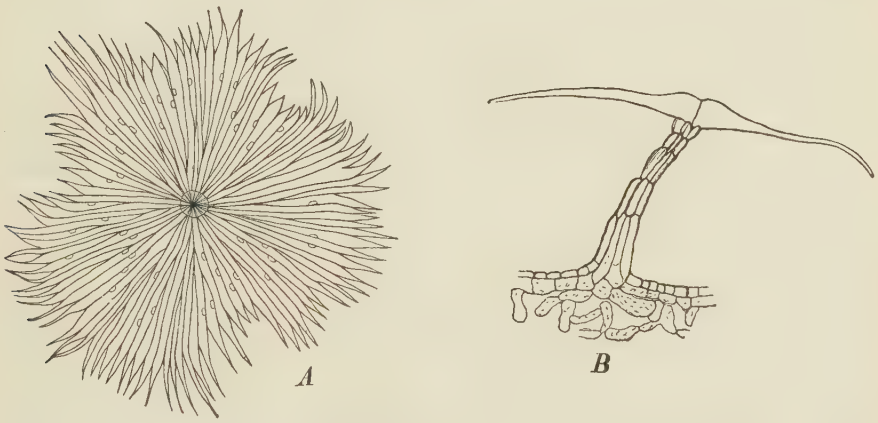



Fig. 33. Schuppen von der Blattunterseite von Shepherdia canadensis. *A* von der Fläche, *B* im Querschnitt. Vergr. 240.

(Fig. 32 *A*) und jeder Papille (*B*) vor; Querschnitte durch das Filament zeigen naturgemäß nur je eine Zelle der Haare (*C*) oder Papillen, da diese die andere deckt. An solchen Schnitten konstatiere man, daß die Wandung der Haare und Papillen dünner als jene der Epidermis ist, und daß ihre Dicke nach der Spitze zu noch abnimmt. Ein sichtbarer Wandbeleg aus Protoplasma kleidet die Zellwände der Haare und Papillen aus, und je ein spindelförmiger Zellkern ist in ihren Zellen nachzuweisen. Diese Gebilde sind neuerdings als Fühlhaare und Fühlpapillen bezeichnet worden, weil sich nachweisen ließ, daß sie sehr reizbar sind und daß bei ihrer Berührung Reizbewegungen der Filamente ausgelöst werden. Letztere sind in ungereiztem Zustande bogig nach außen gewölbt, nach der Berührung strecken sie sich gerade und verkürzen sich zugleich. Dieser Vorgang steht zu den Bestäubungseinrichtungen in Beziehung. — Centaurea Jacea kann, mit annähernd gleichem Ergebnis, durch die Kornblume (Centaurea Cyanus) bei der Untersuchung ersetzt werden.

In dieselbe Kategorie wie die verzweigten Haare, gehören die Schuppen von Shepherdia canadensis. Wir können an der Unterseite des

1) G. Haberlandt, Sinnesorgane im Pflanzenreich, II. Aufl., 1906, S. 35.

Blattes schon mit der Lupe, lockerer gebaute weiße und dichter gebaute braune (Fig. 33 *A*) Sterne unterscheiden. An der Oberseite des Blattes sind nur die weißen Sterne und zwar in geringerer Anzahl zu finden. Die Zellen der lockeren, weißen Sterne führen, wie die mikroskopische Untersuchung lehrt, nur Luft; sie entspringen einer gemeinsamen Mitte, sind aber seitlich voneinander getrennt. Auf der Oberseite des Blattes halten sie sich nicht in einer Ebene, strahlen vielmehr morgensternartig nach allen Richtungen aus. Die Zellen der braunen Sterne erscheinen fast bis an den Rand untereinander verbunden und führen lebenden Inhalt; die Zellkerne in ihrem Innern lassen sich unschwer nachweisen. Ein Querschnitt durch das Blatt zeigt, wo er einen braunen Stern richtig traf (Fig. 33 *B*), daß der Stiel des letzteren vielzellig ist, und daß nicht allein die Epidermis, sondern auch die nächstfolgende Zellschicht sich in ihn fortsetzt. Der Stiel trägt oben die sternförmige, einschichtige, doch vielzellige Ausbreitung.

Falls Shepherdia canadensis nicht zur Verfügung steht, kann sie durch Elaeagnus angustifolia vertreten werden. Diese hat an der Blattunterseite nur die weißen, lufthaltigen Schuppen aufzuweisen. Die Scheibe besteht aus seitlich isolierten oder auch fast bis zum Rande verwachsenen Zellen.

Wir stellen jetzt einen Längsschnitt durch den Stengel einer Rose, vielleicht der Rosa semperflorens der Gärten her, und zwar an einer Stelle, der ein Stachel aufsitzt. Wir suchen den Stachel zunächst möglichst median zu halbieren und dann einen dünnen Längsschnitt aus ihm zu erhalten. Letzteres ist freilich nicht ganz leicht. Beim Schneiden dürfen wir es nicht versäumen, die Schnittfläche mit Wasser zu befeuchten. An einem gelungenen Schnitte kann man feststellen, daß die Epidermis des Stengels auch über den Stachel verläuft. Ihre Zellen werden dort stärker verdickt und strecken sich in die Länge. Auf die Epidermis folgen im Stachel enge, ziemlich stark verdickte und weiterhin weitlumigere Zellen. Letztere füllen den ganzen mittleren Teil des Stachels aus. Alle diese Zellen sind feinporig. — Die Epidermis des Stengels wird durch eine oft recht kräftige Lage ziemlich stark verdickter, gestreckter, mit schrägen Wänden aufeinanderstoßender, chlorophylloser Zellen von dem chlorophyllhaltigen inneren Gewebe getrennt. Diese chlorophyllosen Zellen sind es, die sich in das Innere des Stachels fortsetzen. Von dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels ist das Stachelgewebe durch einen flachzelligen Gewebsstreifen getrennt. Dieser Streifen geht durch Teilung aus der untersten Zellage des Stachels hervor; er folgt nur kurze Zeit dem chlorophyllhaltigen Gewebe des Stengels und wendet sich hierauf gegen die Epidermis. Es ist das eine Korkschicht, welche die Stachelbasis somit auch gegen das chlorophyllose Gewebe des Stengels seitlich abgrenzt. An der Außenfläche dieser Korkschicht geht an älteren Stengelteilen durch Vermittlung eines Trennungsgewebes die Ablösung des Stachels vor sich. Zuvor schon gelingt es, den Stachel längs der Innenfläche der Trennungsschicht, annähernd glatt vom Stengel abzulösen. — Wählt man einen Stachel am Blattstiel zur Untersuchung, so findet man ihn nicht anders als wie am Stengel gebaut, doch fehlt an dessen Grunde die Korkschicht. — Bei Durchmusterung des an den Stachel anstoßenden Rindengewebes der Rose dürfte die Anwesenheit von Kristallen in den Zellen auffallen. Es sind das auch in diesem Falle Kristalle von oxalsaurem Kalk, denn sie werden in Essigsäure nicht gelöst, ebensowenig in Kalilauge, lösen

sich hingegen ohne Gasentwicklung in Salzsäure. Sie haben entweder die Gestalt monoklinischer Säulen oder Drusen. Diese letzteren bestehen aus einer großen Anzahl Kristalle, die einem ursprünglichen Kristall aufgesetzt sind. Die Drusen fallen durch ihre Größe und morgensternförmige Gestalt ganz besonders in die Augen.

Um unversehrte Brennhaare der zweihäusigen Nessel (Urtica dioica) zur Beobachtung zu erlangen, müssen wir sie den jüngeren Teilen der Pflanze entnehmen. Am besten dürfte es sein, sich an die Rippen junger, lebenskräftiger Blätter zu halten. Man löst das Haar, das mit dem bloßen Auge sichtbar ist, unterhalb seiner Einfügungsstelle mit dem Rasiermesser ab und untersucht es im Wasser. War das Haar bereits abgestorben, so findet man Luft in seinem Innern und es ist dann auch dessen Spitze nicht mehr intakt. Ein unversehrtes Haar zeigt sich so, wie die nebenstehende Figur 34 es zeigt. Das Haar ist einzellig, scharf zugespitzt, an der Spitze zu einem kleinen, schief aufsitzenden Köpfchen angeschwollen. Am Grund erweitert es sich kolbenförmig zu einem Bulbus, der in einen von dem Gewebe des Blattes gebildeten Becher eingesenkt erscheint. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, geht dieses Haar aus nur einer einzigen Epidermiszelle hervor, die ursprünglich in gleicher Höhe mit ihren Nachbarinnen liegt. Hierauf erst wird der stark anschwellende Fuß des Haares auf einer Gewebesäule emporgehoben, die von Epidermis überzogen ist und aus hypodermalem Gewebe in ihrem Innern besteht. Im Haare selbst läßt sich Protoplasmaströmung beobachten. Der Zellkern befindet sich meist innerhalb des Bulbus an Plasmafäden suspendiert. Die Cuticula zeigt schräge Leisten, die hier bei allen Haaren in derselben Richtung aufsteigen. Wie man sich durch Anwendung konzentrierter Schwefelsäure und nachherigen Zusatz von 20-proz. Chromsäure überzeugen kann, ist die Wandung des Köpfchens und der daran grenzenden Haarteile der ganzen Dicke nach verkieselt. Weiter nach abwärts nimmt die Dicke der verkieselten Wandteile rasch ab und bleibt schließlich auf die Cuticula beschränkt. Die nicht verkieselten Wandteile sind andererseits, wie ihr Aufschäumen in Salzsäure lehrt, mit kohlensaurem Kalke imprägniert, wodurch die Steifheit des ganzen Haares erhöht wird. Man findet, wie schon erwähnt, öfters Haare mit abgebrochenem Köpfchen. Dieses leichte Abbrechen des Köpfchens wird dadurch veranlaßt, daß die Haarwandung dicht unter diesem Köpfchen eine verdünnte Stelle besitzt. Die schiefe Insertion des Köpfchens bewirkt es andererseits, daß die Bruchfläche schräg gerichtet ist und so eine scharfe Spitze am Haare schafft. Die geöffnete Brennhaarspitze erhält dadurch die nämliche Gestalt, wie die Mündung einer Einstichkanüle. Sie ist es, die bei unvorsichtiger Berührung der Haare in die Haut eindringt,

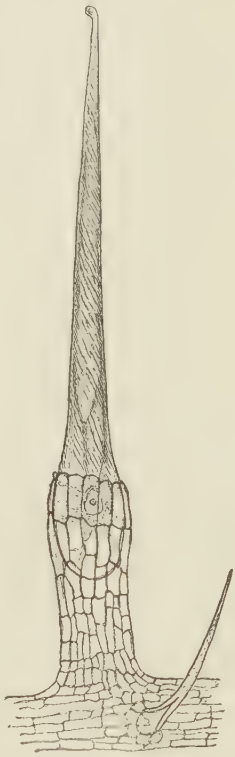


Fig. 34. Brennhaar von Urtica dioica nebst einem Stück Epidermis, auf dieser eine kleine Borste. Vergrößerung 60.

worauf der giftige Zellsaft in die Wunde fließt und dort eine schwache Entzündung verursacht. — Auf demselben Epidermisstückchen, neben den Brennhaaren, sehen wir auch kleine einzellige Borsten (vgl. Fig. 34 rechts); letztere sind durch die starke Verdickung ihrer Wand und die feine Zuspitzung ausgezeichnet. Ebensolche Borsten finden wir am Blattrande. Hierzu genügt es, ein Stück Blatt in Wasser unter das Deckglas zu bringen. Die Borste kann in älteren Blättern fast zum Schwinden ihres Lumens verdickt sein; ihre Oberfläche ist mit kleinen Höckern bedeckt.

Sezernierenden Haaren werden wir an der Oberfläche des Pflanzenkörpers oft begegnent; wir wollen sie eingehender bei Primula sinensis studieren. Wir stellen zu diesem Zwecke Querschnitte durch einen Blattstiel dieser Pflanze her. Der Haarkörper ist von der epidermoidalen Fußzelle durch eine außerhalb der Epidermis stehende Querwand abgegrenzt und bildet einen Zellfaden, der für gewöhnlich aus zwei längeren und zugleich weiteren Zellen und meist nur einer schmäleren und auch kürzeren Zelle besteht. Diese letztere trägt ein kugelrundes Köpfchen, dem eine Kappe aus stark lichtbrechender, harziger, gelblicher Substanz aufsitzt. Die Sekretion findet zwischen Cuticula und der übrigen Zellmembran statt. Die Cuticula wird abgehoben, gedehnt und schließlich zersprengt, worauf sich das Sekret über den oberen Teil des Haares ergießt. Zusatz von Akohol entfernt das Sekret, worauf die abgehobene, sich in Falten legende Cuticula sehr gut zu sehen ist. — Die Zellen des Haares zeigen ein schönes Netz aus Protoplasma mit suspendiertem Zellkern, in welchem ein großes Kernkörperchen liegt. Dem Wandplasma sind kleine Chlorophyllkörner eingebettet. Bei der Untersuchung dieser Haare gilt es, einige Vorsicht zu üben, da ihr Sekret giftig ist und Haut- und Augenentzündungen veranlassen kann [1]). Die individuelle Empfindlichkeit gegen dieses Gift ist übrigens sehr verschieden.

Statt Primula sinensis kann Pelargonium zonale oder eine andere Pelargonium-Art untersucht werden. Die Drüsenhaare dieser Pelargonien sind ebenso wie jene von Primula sinensis gebaut und an Querschnitten durch nicht zu alte Blattstiele bequem zu untersuchen. Außerdem tragen solche Blattstiele noch stumpfe, relativ kurze und dicke, außerdem spitze, lange und schmale Haare, sowie alle Übergänge zwischen den genannten Extremen. Diese Haare sind einzellig oder durch zarte Querwände einmal, seltener mehrmals geteilt.

Wir sind bereits an einem Objekte (Iris florentina) auf den feinkörnigen Wachüberzug aufmerksam geworden, der die Außenfläche der Epidermis bedeckte (S. 51); wir wollen noch speziell auf diesen Punkt hier einige andere Pflanzen untersuchen.

Sehr geeignet dazu ist Echeveria globosa, die jetzt in Gärten so oft zu „Teppichbeeten“ verwendet wird. Der Wachsüberzug gibt der Pflanze ein „bereiftes“ oder „glaukes“ Aussehen. Dieser Wachsüberzug läßt sich leicht vom Blatte herunterwischen. Oberflächenansichten der Blattepidermis zeigen uns zu einer netzförmigen Kruste verschmolzene Körner.

Gehäufte, kurze Stäbchen sehen wir, als Wachsüberzug, in leicht zu beobachtender Form, auf Flächenansichten der Blattepidermis von Eucalyptus globulus.

1) Nestler, Ber. d. deutsch. Bot. Gesellsch. 1900, S. 189.

Ähnliche zarte Stäbchen würden uns dünne Querschnitte an der Oberfläche erwachsener Stengelglieder von Secale cereale zeigen.

Das schönste Objekt ist das in botanischen Gärten meist kultivierte Zuckerrohr (Saccharum officinarum). Dort tritt uns der Wachsüberzug in Gestalt langer, an den Enden oft lockig gekrümmter Stäbchen entgegen. Man stelle Oberflächenschnitte von den Knoten des Stengels, die durch ihr glaukes Aussehen auffallen, her. Da viel Luft zwischen den Stäbchen haftet, so tauche man den Schnitt für kurze Zeit in kalten Alkohol ein. Jetzt läßt sich der Wachsüberzug leicht untersuchen. Schwer hingegen ist es, gute Querschnitte mit noch ansitzenden Stäbchen zu bekommen. Die Figur 35 führt einen solchen

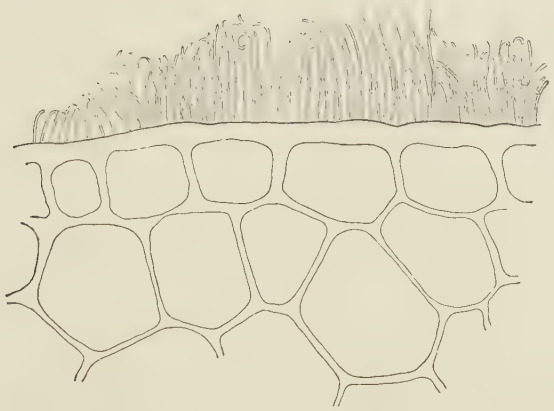


Fig. 35. Querschnitt durch einen Stengelknoten von Saccharum officinarum, mit stäbchenförmigem Wachsüberzug. Vergr. 540.

vor. Die Stäbchen stehen dichtgedrängt nebeneinander, lockige Krümmungen vielfach aufweisend. — Wird ein Flächenschnitt in die Nähe einer Flamme gebracht, so zeigen sich unter dem Mikroskop die Stäbchen geschmolzen. In heißem Alkohol verschwindet der Überzug.

---

## VIII. Abschnitt.

### Geschlossene kollaterale Gefäßbündel. Dickenwachstum der Monokotylen.

**Untersuchungsmaterial.**

Stengelstücke von Zea Mays und zwar Alkoholmaterial oder an deren Stelle von Avena sativa oder einer anderen Graminee. — Stammstück von Dracaena (Cordyline) rubra, frisch oder als Alkoholmaterial.

**Reagentien. Farbstoffe. Einschluß- und Verschlußmedien.**

Chlorzinkjodlösung. — Korallinsoda. — Safranin, beziehungsweise auch andere Farbstoffe. — Glyzerin-Gelatine, beziehungsweise auch Glyzerin, Kanadabalsam und Gold-Size.

Ein sehr günstiges Objekt, um den Bau der kollateralen, geschlossenen Gefäßbündel der Monokotyledonen kennen zu lernen, ist der Stengel

von Zea Mays. Wir wollen Material untersuchen, das längere Zeit in Alkohol gelegen hat, um uns auch über den Inhalt der Zellen leichter unterrichten zu können. Wir führen den Querschnitt durch ein Internodium, da die Knoten weniger günstige Bedingungen für die Orientierung bieten. Wir erleichtern uns das Verständnis des Bildes dadurch sehr, daß wir den Schnitt gleich in einen Tropfen Chlorzinkjodlösung legen. Es tritt alsbald die Färbung des Schnittes ein und die einzelnen Gefäßbündel treten auch für das bloße Auge scharf hervor. Legen wir den Objektträger auf eine weiße Unterlage, so können wir uns in einfachster Weise über die „zerstreute" Anordnung der Gefäßbündel, wie sie den monokotylen Pflanzen eigen ist, unterrichten. Es fällt auf, daß die Gefäßbündel nach der Peripherie des Stengels dichter gedrängt stehen. Jeder Gefäßbündelquerschnitt zeichnet sich als ovaler Fleck; das Gewebe, in dem diese Gefäßbündel eingebettet sind, ist das Grundgewebe. Eine Sonderung des Grundgewebes in Mark und Rinde ist bei zerstreuter Stellung der Bündel nicht vorhanden, wohl aber muß der ganze innere Teil des Grundgewebes, der die Gefäßbündel führt, als Zentralzylinder von der in umgebenden primären Rinde unterschieden werden. — Wir suchen uns bei schwacher Vergrößerung eine Stelle des Schnittes zu näherem Studium aus. Wir wählen ein Gefäßbündel, das nicht zu nahe der Peripherie liegt, weil, in der Nähe der letzteren, der Bau der Gefäßbündel sich vereinfacht. Für alle Fälle haben wir uns aber genau darüber zu orientieren, nach welcher Richtung die Oberfläche des Stengels liegt, damit wir wissen, welches die innere und welches die äußere Seite des Gefäßbündels ist. Das Gefäßbündel, das wir auswählen, möge etwa wie die nebenstehende Fig. 36 aussehen. Es fällt uns zunächst die Scheide auf, die das Gefäßbündel umgibt und welche mit Chlorzinkjodlösung eine rotbraune Färbung angenommen hat (*vg*). Sie besteht aus stark verdickten und verholzten Sklerenchymfasern und hat sich deshalb in der eben bezeichneten Weise gefärbt. Sie ist stärker an dem Innen- und Außenrande des Gefäßbündels entwickelt, schwächer an dessen Flanken. Weiter sehen wir, von innen nach außen im Bündel fortschreitend, einen Interzellulargang (*l*), der von engen, nur schwach verdickten, trotzdem gelb durch die Chlorzinkjodlösung gefärbten Zellen umgeben ist. In diesen Interzellularraum ragt ein Ring (*a*) hinein, der zu einer durch Streckung zerrissenen Gefäßtracheide gehört. Auch der Interzellulargang ist durch Zerreißung von Zellen entstanden. Eine solche Entstehung nennen wir lysigen, während dort, wo ein Interzellulargang durch Auseinanderweichen der Gewebeelemente entsteht, sein Ursprung ein schizogener ist. — Die durch Streckung zerrissene Gefäßtracheide, sowie einige andere, deren Verdickungsschichten wir eventuell noch in den Interzellulargang hineinragen sehen, stellen die in diesem Teile des Gefäßbündels zuerst ausgebildeten Elemente vor, die zu einer Zeit entstanden sind, wo der betreffende Pflanzenteil noch in starkem Längenwachstum begriffen war. — An den Interzellulargang schließen nach außen eine oder mehrere andere Gefäßtracheiden an. Sie sind an ihrem Lumen, das weiter als jenes der benachbarten Zellen ist, kenntlich. In dem von uns abgebildeten Gefäßbündel war nur eine solche Gefäßtracheide (*sp*) und zwar eine retativ englumige, vorhanden. Diese in Ein- oder Mehrzahl vertretenen Gefäßtracheiden sind, was wir erst am Längsschnitt werden feststellen können, schraubenförmig verdickt. Je ein weites Lumen (*m*, *m'*), rechts und links in halber Ausdehnung des

Bündels, fällt uns weiterhin auf. Es sind das zwei Gefäße, mit getüpfelten, nur selten mit netz- oder schraubenförmig verdickten Wänden. Oft sieht man in das Lumen dieser großen Gefäße einen Ring oder den Teil eines Ringes (*m'*) vorspringen. Es ist das der Rest einer Scheidewand, die diaphragmaartig durchbrochen ist. Eben diese Durchbrechung der Scheidewände ist es, die uns veranlaßt, solche Elemente als Gefäße oder Tracheen zu bezeichnen, im Gegensatze zu den gefäßähnlichen oder tracheidalen Elementen, deren Scheidewände nicht durchbrochen sind. Wo die Tracheiden in ihrem Aussehen den Gefäßen gleichen, lassen sie sich, so wie es hier bereits geschehen ist, als Gefäßtracheiden

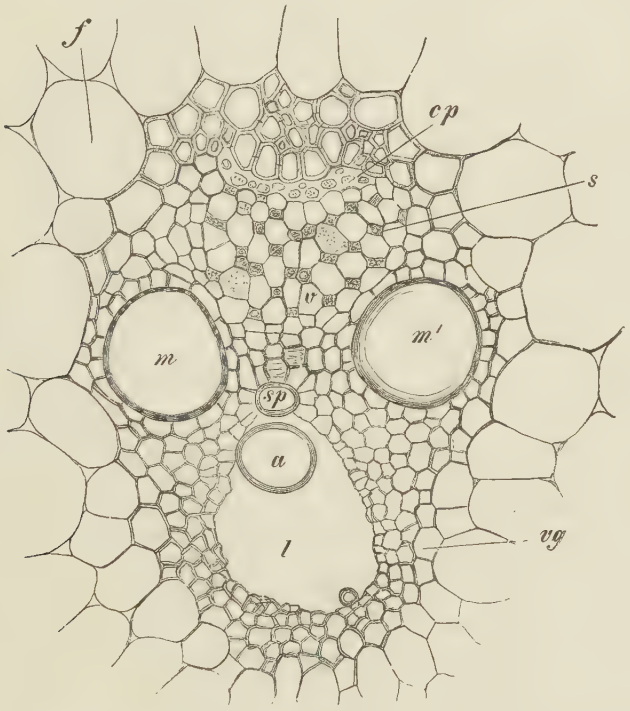



Fig. 36. Querschnitt durch ein Gefäßbündel aus den inneren Teilen eines Internodiums des Stengels von Zea Mays. *a* Glied einer Ringgefäßtracheide, *sp* Schraubengefäßtracheide, *m* und *m'* unbehöft getüpfelte Gefäße, *v* Siebröhren, *s* Geleitzellen, *cp* zerquetschte Cibralprimanen, *l* Interzellulargang, *vg* Scheide.

den Fasertracheiden gegenüberstellen, welche Fasern gleichen. Tracheen und Tracheiden sind ohne lebendigen Inhalt, nur tote Röhren, die der Wasserleitung dienen. — Die beiden großen Gefäße im Gefäßbündel von Zea Mays werden entweder allseitig von flachen Parenchymzellen umgeben, oder sie grenzen an der einen Seite direkt an die Elemente der Scheiden. Nach den Zellen der Scheide führen von den Gefäßen aus überhaupt keine, oder nur vereinzelte kleine Tüpfel, während große Tüpfel sie mit den Parenchymzellen verbinden. Zwischen den beiden Gefäßen besteht das Gewebe aus Parenchym, in welchem eine größere oder kleinere Anzahl von Tracheiden verteilt ist. Alle die genannten Elemente hat die Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbt.

Den bis jetzt betrachteten Teil des Gefäßbündels bezeichnen wir als Gefäß- oder Vasalteil, er wird auch Holzteil oder Xylem, auch Hadrom genannt. Das Parenchym dieses Gefäßteils wollen wir als Vasalparenchym von anderem Parenchym unterscheiden. Die unmittelbar die Gefäße umgebenden Vasalparenchymzellen, die in ihrer Gestalt und dem Bau ihrer Wände eine Beziehung zu den Gefäßen verraten, können noch im besonderen als Gefäßbelegzellen gelten. Die mehr oder weniger zerstörten Gefäßtracheiden, die wir in der Mediane des Gefäßbündels in der Nähe seines Innenrandes antrafen, stellen die ersten Elemente dar, die im Vasalteil des Gefäßbündels angelegt werden und während der Streckung des noch im Wachstum befindlichen Pflanzenteiles die Wasserleitung besorgten. Diese Elemente bezeichnen wir als Erstlinge des Gefäßteils oder Vasalprimanen. Man nennt sie auch Protoxylemelemente.

An der Außenseite des Gefäßteils folgen auf die Vasalparenchymzellen in regelmäßiger Abwechslung die weitlumigeren Siebröhren (*r*) und ihre englumigeren Geleitzellen (*s*). Die Siebröhren dienen der Eiweißleitung. Dieser Gewebestrang wird an den Seiten von einer Schicht dünnwandiger Zellen begleitet; nach vorn folgt ihm ein querer Streifen aus stark verquollenen, außer Funktion gesetzten Siebröhren und Geleitzellen (*cp*). Letztere haben in der Chlorzinkjodlösung eine bräunliche, die anderen Elemente eine violette Färbung angenommen. Die Geleitzellen in dem tätigen Teile zeichnen sich außerdem durch reichlichen, gelbbraun tingierten, protoplasmatischen Inhalt aus. Stellenweise hat der Querschnitt die Querwand einer Siebröhre gestreift, die als fein punktierte Siebplatte sich zeigt.

Dieser von den Siebröhren und Geleitzellen gebildete Teil des Gefäßbündels ist als Siebteil oder Cribralteil, dem Gefäßteil gegenüber zu stellen. Er wird auch Bast oder Phloem, auch Leptom genannt. Aus Vasal- und Cribralteil läßt sich die Bezeichnung Cribrovasalbündel für das ganze Gefäßbündel bilden, auch Fibrovasalbündel wird gebraucht, außerdem auch, in Beziehung zu Hadrom und Leptom, die Bezeichnung Mestom[1]). — Die in die Peripherie der Siebteile gelegenen, verquollenen Elemente entsprechen der Zeit nach, in der sie angelegt werden und tätig sind, den Vasalprimanen und müssen folgerichtig Erstlinge des Siebteils oder Cribralprimanen heißen. Sie werden ebenfalls Protophloemelemente genannt.

Solche Gefäßbündel wie die vorliegenden, in welchen der Siebteil einseitig an den Gefäßteil anschließt, bezeichnet man als kollaterale. Da kein teilungsfähiges Gewebe zwischen dem Gefäßteil und dem Siebteil bei der Anlage des Gefäßbündels zurückbleibt, so heißen solche Gefäßbündel zugleich „geschlossene".

Die dünnwandige, unverholzte Zellschicht, welche die Siebteile seitlich begleitet, gehört bereits der Gefäßbündelscheide an; so auch grenzen die Cribralprimanen an Scheidenelemente, doch an verdickte. Diese letzteren sind Sklerenchymfasern, in diesem Falle besonders weite. Die sklerenchymatischen Elemente, aus welchen die Gefäßbündelscheide besteht, gehen durch einige vermittelnde Glieder in das großzellige, parenchymatische Grundgewebe (*f*) des Zentralzylinders über. Auch die Wände der parenchymatischen Zellen des Grundgewebes werden im

1) Die Bezeichnungen Xylem und Phloem rühren von Nägeli her. Hadrom, Leptom und Mestom von Haberlandt und Schwendener.

fertigen Stengel durch die Chlorzinkjodlösung gelb gefärbt und zeigen nur hin und wieder einen Anflug ins Violette.

Nähern wir uns jetzt der Peripherie des Stengels, so bemerken wir, daß die Gefäßbündel dort viel enger zusammenstehen, ihr Querschnitt kleiner wird, ihr Interzellulargang schwindet und eine mediane Reihe von Gefäßtracheiden an dessen Stelle tritt. In den äußersten kleinsten Gefäßbündeln fehlen sowohl die Vasal- wie auch die Cribralprimanen, was damit zusammenhängt, daß diese Gefäßbündel erst nach vollendeter Streckung des Internodiums ausgebildet wurden. Die beiden seitlichen Gefäße nehmen an Größe ab; sie werden durch andere zwischen ihnen befindliche verbunden. Der Siebteil erfährt eine besonders starke Reduktion. Die Gefäßbündelscheide gewinnt umgekehrt an Mächtigkeit, doch nur an der Innenseite der Gefäßbündel. In dem Maße als die Gefäßbündelscheide zunimmt, zeichnen sich in ihr seitlich, entsprechend der Grenze von Gefäßteil und Siebteil, immer deutlicher die sogenannten Durchlaßstellen oder -Streifen. Dort bleibt die Gefäßbündelscheide schwach entwickelt, ihre Elemente unverdickt. Die Duchlaßstreifen vermitteln den Stoffaustausch zwischen dem Innern des Gefäßbündels und dem umgebenden Grundgewebe. An den zu äußerst gelegenen Gefäßbündeln, welche die stärkste Reduktion erfahren haben, zeigt sich der Siebteil in den Gefäßteil eingesenkt; die beiden Durchlaßstreifen sind an der Außenseite des Gefäßbündels zusammengetreten und bilden einen gemeinsamen Durchlaßstreifen, während die sklerenchymatischen Elemente der Scheide dort fehlen.

Außerhalb des Zentralzylinders liegt die primäre Rinde. An die Epidermis des Stengels schließt dort ein mehr oder weniger mächtiger Gewebsring an, dessen Elemente ebenso wie jene der Gefäßbündelscheiden aussehen und auch mit Chlorzinkjod entsprechend sich färben. Solche distinkte, an die Epidermis grenzende Gewebsschichten werden als Hypoderma bezeichnet. Dieses Hypoderma ist nur an den Stellen unterbrochen, wo die Spaltöffnungen liegen. Das Hypoderma sowohl als auch die Scheiden der Gefäßbündel haben für den Schutz der dünnwandigen Gewebe und für die Festigkeit des ganzen Pflanzenteils zu sorgen, und werden als Elemente des mechanischen Systems, als Stereiden, die Gewebe, die sie bilden, als mechanische Gewebssysteme, Stereome, zusammengefaßt. Da der Stengel biegungsfest gebaut sein soll, so müssen, den mechanischen Anforderungen gemäß, die Stereome möglichst an der Peripherie liegen. Die gedrängten, peripherischen, an der Gefäßteil- wie an der Siebteilseite mit starken Sklerenchymbelegen versehenen Gefäßbündel repräsentieren hier ein System zusammengesetzter „Träger". Die Sklerenchymbelege sind die Gurtungen, die Gefäßbündel selbst die Füllungen dieser Träger. Der hypodermale Hohlzylinder aus Sklerenchym verstärkt, wenn er auch in diesem Falle nicht eben sehr kräftig entwickelt sich zeigt, die Wirkung. Dieser Hohlzylinder ist mechanisch als eine Verschmelzung zahlreicher, im Kreis gestellter Gurtungen aufzufassen.

Jetzt gilt es, radiale Längsschnitte durch den Stengel auszuführen. Man begnüge sich nicht mit einem einzigen solchen Schnitt, da sonst die Aussichten zu gering sind, daß gleich ein richtiges Bild sich einfinde. Zunächst gilt es ein median getroffenes Gefäßbündel aufsuchen. Die Merkmale eines solchen Schnittes bestehen darin, daß er gleichzeitig den Interzellulargang und den Siebteil zeigt (Fig. 37). Kamen dem betreffenden Gefäßbündel mediane Gefäßtracheiden zu, so müssen auch

diese in einem solchen Schnitte sichtbar sein. Auch an dem Längsschnitt läßt sich leicht, falls er in Chlorzinkjodlösung liegt, eine violette Färbung des Siebteils feststellen, und einen violetten Ton weisen auch die dünnwandigen, den Interzellulargang umgrenzenden Zellen auf. Die übrigen Elemente sind entsprechend dem, was wir am Querschnitt gesehen, gelb bis gelbbraun gefärbt. Wir ziehen es übrigens vor, hier für das eingehendere Studium einen Schnitt auszuwählen, den wir mit Korallinsoda zuvor tingiert haben. — Vor allem hat man sich darüber zu orientieren, welche Seite des Gefäßbündels nach dem Stengelinnern und welche nach der Stengeloberfläche zu liegt. Wie bei der Untersuchung des Querschnittes schreiten wir mit unserer Beobachtung vom inneren Rande des Gefäßbündels gegen den äußeren fort. So finden

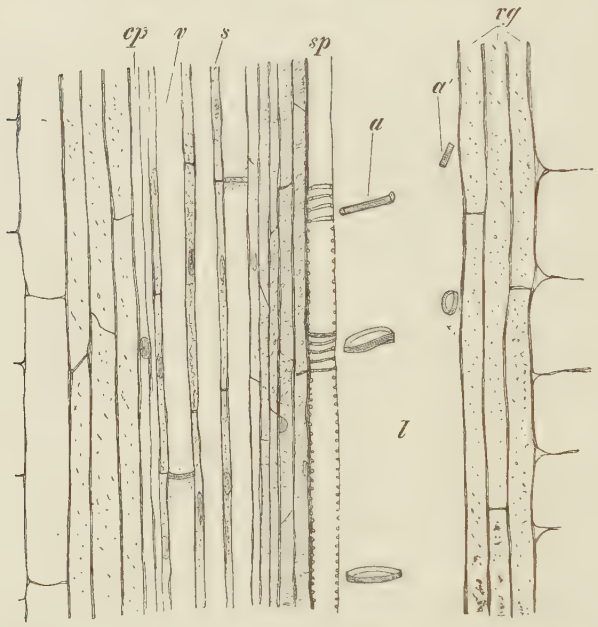



Fig. 37. Längsschnitt durch ein Gefäßbündel des Stengels non Zea Mays. *a* und *a'* Ringe einer Gefäßtracheide, *sp* Schraubengefäßtracheide, *v* Siebröhre, *s* Geleitzellen, *cp* Cribralprimanen, *l* Interzellulargang, *vg* Scheide. Vergr. 180.

wir, daß an die weiten, im Grundriß annähernd quadratischen Zellen des Grundgewebes engere Grundgewebszellen und an diese dann die engen Zellen der Gefäßbündelscheide (*vg*) grenzen. Diese letzteren Elemente, mit Korallin stark tingiert, zeigen eine bedeutende Streckung, stoßen mit geneigten Wänden aufeinander und sind mit kleinen spaltenförmigen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. Wegen dieser ihrer Tüpfelung haben wir sie zuvor schon als Sklerenchymfasern bezeichnet, wenn sie auch jene typische Form der Sklerenchymfasern, die durch scharfe Zuspitzung der Enden ausgezeichnet ist, nicht besitzen. In ihrem Innern führen diese Elemente einen sehr reduzierten cytoplasmatischen Wandbeleg und je einen Kern. Auf die Zellen der Scheide folgt der Interzellulargang, und wir können feststellen, daß er ohne Unterbrechung im Bündel verläuft. Er ist umgeben von dünnwandigen Vasalparenchymzellen, die

weit kürzer als die Elemente der Gefäßbündelscheide sind, mehr Inhalt führen und mit queren Wänden aufeinander stoßen. In den Interzellulargang ragen meist isolierte Ringe hinein, die von solchen Gefäßtracheiden herrühren, welche während der Längsstreckung des Internodiums zerrissen wurden (*a*, *a'*). Sie stellen die Reste der Vasalprimanen vor. An den Interzellulargang stoßen nach außen ein oder mehrere, engere oder weitere, schraubenförmig oder netzförmig verdickte Gefäßtracheiden. In dem abgebildeten Schnitte war nur eine solche und zwar eine ziemlich enge ringförmig verdickte Gefäßtracheide (*sp*) vom Messer gestreift worden. Dann folgten relativ kurze Vasalparenchymzellen mit getüpfelten oder netzförmig verdickten Wänden; dazwischen auch tracheidale, entsprechend verdickte Elemente. — Der Siebteil ist in dem Korallinpräparate kenntlich an den dicken, rosenrot gefärbten Querwänden, den Siebplatten der Siebröhren (*sv*). Diese Siebplatten sind stark lichtbrechend, und die stärkere Vergrößerung zeigt, daß sie von feinen Poren durchsetzt, siebförmig durchbrochen sind, und daß an ihnen einseitig, seltener beiderseitig, stark lichtbrechender Zellinhalt, ein „Schleimpfropf" angesammelt ist. In der Peripherie des Siebteils (bei *pr*), wo im Querschnitt die gequollenen Zellwände der Cribralprimanen sichtbar waren, leuchtet auch wohl noch eine besonders schön rosenrot gefärbte Querwand auf. Es ist eine mit Kallusbeleg bedeckte Siebplatte, deren Bau wir an anderen günstigeren Objekten weiterhin studieren wollen. Die Kallose nimmt begierig das Korallin (Rosolsäure) auf und es treten daher die Kallusplatten so scharf tingiert hervor. Neben den Siebröhren zeichnen sich die Geleitzellen (*s*) aus. Sie sind schmäler und kürzer als die Siebröhren und führen reichlichen protoplasmatischen Inhalt und einen leicht sichtbaren Kern, nach dem wir vergeblich in den Siebröhren suchen würden. Sklerenchymfasern der Gefäßbündelscheide mit stark geneigten Querwänden grenzen dann wieder das Gefäßbündel nach außen ab. Die innersten dieser Scheidenelemente haben, wie uns schon der Querschnitt zeigte, ein relativ weites Lumen aufzuweisen. — Stärkekörner sind in den Zellen des Gefäßbündels nicht zu finden, sie fehlen aber auch in den Zellen des Grundgewebes. Alle Zellen des Gefäßbündels und des Grundgewebes, mit Ausnahme der Tracheiden, der Tracheen und der Siebröhren, führen Kerne.

Es ist klar, daß ein solcher medianer Längsschnitt des Gefäßbündels, wie der eben beschriebene, keines der beiden großen Gefäße uns unmittelbar vorführen kann. Wohl schimmert ein solches Gefäß unter den anderen Zellen hindurch, ist aber nicht deutlich zu sehen. Um den Längsschnitt eines der großen Gefäße zu studieren, suchen wir uns daher einen Schnitt aus, der das Gefäßbündel seitlich traf. Hier stellen wir dann fest, daß das große Gefäß quer gestreckt getüpfelt, seltener netzförmig oder schraubenförmig verdickt ist. In den getüpfelten Gefäßen bilden die verdickten Stellen ein Netzwerk. Die Tüpfel erweitern sich an ihrem Grunde, sind aber doch nur einseitig behöft, weil den entsprechenden Tüpfeln der angrenzenden Belegzellen des Vasalparenchyms ein Hof abgeht. Auch sind jene Zellen schwächer als die Gefäße verdickt. Die Diaphragmen der großen Gefäße fallen an den Längsschnitten sehr in die Augen. Sie stellen einen doppelt zusammengesetzten Ring dar, der übrigens nur bis zu geringer Tiefe in das Lumen des Gefäßes hineinragt. Diese Ringe sind durch Verdickung der Außenränder der Querwände entstanden, deren innerer, unverdickter

Teil aufgelöst wurde. So können wir aus der Zahl der Diaphragmen auf die Zahl und Größe der Zellen, welche das Gefäß gebildet haben, schließen. An den der Insertion der Diaphragmen entsprechenden Stellen zeigt sich das Gefäß schwach eingeschnürt.

Sehr instruktiv sind kombinierte Färbungen der Präparate, die sich durch aufeinander folgende Behandlung mit verschiedenen Farbstoffen oder durch gleichzeitige Färbung mit einem Farbengemisch erzielen lassen. Wir wollen mit Stengelquerschnitten von Zea Mays einige solche Doppelfärbungen versuchen. Sehr schöne Doppelfärbungen erhalten wir, wenn wir die Schnitte kurze Zeit in wässeriger Methylgrünlösung, dann etwas länger in Paul Mayerschem Karmalaun (Alaunkarmin) liegen lassen. Momentane Doppelfärbung können wir mit Pikro-Nigrosin oder mit Pikro-Anilinblau erzielen. In den Karmalaun-Methylgrün-Präparaten sind die unverholzten Wände durch das Karmin, die verholzten durch das Methylgrün gefärbt. In den Pikrin-Doppelfärbungen bestimmt das Pikrin die Färbung der verholzten, das Nigrosin oder Anilinblau jene der unverholzten Elemente. Der fixierte Zellinhalt hat die Färbung des Karmins bzw. des Nigrosins oder Anilinblaus angenommen.

Es dürfte sich auch empfehlen, von Zea Mays Dauerpräparate herzustellen. Weder die Chlorzinkjodfärbung noch die Färbung mit Korallinsoda hält sich auf die Dauer; aber auch die von uns versuchten Doppelfärbungen verblassen mit der Zeit, und nur die Karminfärbung pflegt zu widerstehen. Sehr zu empfehlen ist hingegen für solche Dauerpräparate die Färbung mit wässeriger Safraninlösung, da sich diese Farbe vorzüglich hält. Da das Safranin außerdem gut differenziert, d. h. die verschiedenen Zellwände je nach dem Grad ihrer Verholzung und sonstigen Eigentümlichkeiten in verschiedenen Tönen färbt, so sind derartige Präparate äußerst lehrreich. Sehr haltbar sind auch Fuchsinfärbungen. Man legt die Schnitte eine Zeitlang in wässerige Fuchsinlösung und spült sie dann mit einer Pikrinsäurelösung ab, die auf einen Teil konzentrierter alkoholischer Pikrinsäure zwei Teile Wasser enthält. Solche Präparate müssen hierauf gut in Alkohol ausgewaschen werden. Die verholzten Zellwände sind intensiv rot gefärbt.

Die mit Safranin oder Methylgrün-Karmin gefärbten Schnitte schließen wir in Glyzeringelatine ein. Auch chemisch reines Glyzerin ist als Einschlußmedium für diese Präparate sehr geeignet, verlangt dann aber noch einen besonderen luftdichten Verschluß. Man stellt letzteren mit einer syrupdicken Lösung von Kanadabalsam in Chloroform, beziehungsweise in Benzol, Xylol oder Terpentin, oder mit Goldsize her. Nach Auflegen des Deckglases entfernt man zunächst mit Fließpapier am Rande des Deckglases das etwas hervorgetretene Glyzerin und umzieht dann diesen Rand mit einem streichholzdünnen Glasstab, der in das Verschlußmedium getaucht wurde. Letzteres darf aber nur in dünner Schicht aufgetragen werden und nur wenig auf das Deckglas herübergreifen. Um die mit Kanadabalsam verschlossenen Präparate später auch mit homogener Immersion untersuchen zu können, tut man gut, den Kanadabalsam, nachdem er ganz trocken wurde, mit einer ganz dünnen Schicht von Goldsize zu überziehen. Für diese letzte Operation verwende man einen feinen Pinsel. Goldsize wird von dem Immersionsöl nicht angegriffen, während dies bei dem Kanadabalsam der Fall ist.

Es empfiehlt sich den Kanadabalsam, beziehungsweise auch andere Einschluß- oder Verschlußmedien, in dem Gläschen aufzubewahren, das in der Einleitung S. 5 für Zedernholzöl vorgeschlagen wurde.

Glyzeringelatinepräparate, deren dauernde Erhaltung man wünscht, müssen nach längerer Zeit, etwa einem halben Jahr, doch nicht früher weil sonst die Deckgläser öfters springen, in der zuvor angegebenen Weise mit Kanadabalsam, beziehungsweise außerdem Goldsize verschlossen, das heißt ebenfalls luftdicht zugekittet werden. Geschieht das nicht, so pflegen die Deckgläser zu beschlagen, die Präparate nach einigen Jahren auch wohl zu verderben.

Um provisorisch Präparate zu verschließen, die in einer der Verdunstung ausgesetzten Flüssigkeit liegen und zunächst noch weiteren Manipulationen zugänglich bleiben sollen, benutzt man am besten Wachs. Mit dem Dochte eines für eine Weile angezündeten und wieder ausgelöschten, resp. über einer Flamme erwärmten Wachskerzchens macht man zunächst vier Tupfen an den vier Ecken des Deckglases, um es festzulegen, und zieht dann über die Deckglasränder hin, bis der Verschluß vollständig ist. Dieser Verschluß kann jeden Augenblick leicht wieder entfernt werden. Statt eines Wachskerzchens kann man sich gelbes Wachs, dem man etwas venetianisches Terpentin zugesetzt hat, zu diesem Zwecke bereit halten.

Den Stengel von Zea Mays kann, falls diese Pflanze nicht zur Verfügung steht, der Stengel von Avena sativa oder einer anderen Graminee ersetzen. Man würde die Gefäßbündel in allen den Fällen annähernd gleichgebaut finden.

Geschlossene Gefäßbündel sind des Dickenwachstums nicht fähig; wo ein solches somit bei Monokotyledonen sich einstellt, erfolgt es nicht durch Vermittlung der Gefäßbündel. Dieses Dickenwachstum findet vielmehr mit Hilfe einer außerhalb der Gefäßbündel auftretenden Cambiumzone statt. Es zeigt sich auf die Familien der Dracaeneen, Aloineen und Dioscoreaceen beschränkt.

Wir wählen als günstigstes Untersuchungsobjekt die bei jedem Handelsgärtner kultivierte Cordyline, die in den Gärten als Dracaena rubra geführt wird. Die Pflanze muß freilich dem Zweck der Untersuchung geopfert werden. Betrachten wir zunächst den quer durchschnittenen Stamm mit dem bloßem Auge, so sehen wir nach innen von der braunen Korkschicht die grüne, etwa 1 *mm* dicke, weiche Rinde, auf welche das gelbliche, harte Gewebe des Holzkörpers folgt. Zwischen beiden liegt der Cambiumring. In dem gelblichen Gewebe des Zentralzylinders zeichnet sich außerdem eine kreisförmig umschriebene Mitte durch lichtere Färbung aus.

Wir untersuchen nunmehr einen Querschnitt bei schwacher Vergrößerung (Fig. 38). Da sehen wir in den mittleren Teilen des Stammes ein aus rundlichen Zellen gebildetes Grundgewebe (*m*), in welchem isolierte kreisrunde bis elliptische Gefäßbündel (*f'*) unregelmäßig verteilt sind. Von einer bestimmten Stelle an (*f''*) werden die Gefäßbündel zahlreicher, strecken sich in radialer Richtung und rücken so nahe aneinander, daß sie nur noch durch relativ schmale Grundgewebsstreifen getrennt erscheinen. In diesen letzteren sind die Zellen stärker verdickt, grob getüpfelt, in der Richtung des Radius mehr oder weniger stark gestreckt und deutlich in radikale Reihen, von oft geschlängeltem Verlauf, angeordnet. Weiterhin gelangen wir an die Grenze zwischen dem gelblichen Holzkörper und der grünen Rinde (*c*). Hier finden wir eine aus flachen, streng radial verlaufenden, dünnwandigen Zellen gebildete Zone. Es ist das der Cambriumring, der das Dickenwachstum des Stammes besorgt. Seinem Ursprunge nach gehört er dem peripherischen Grundgewebe des

Zentralzylinders an, derjenigen Region des letzteren, die als Pericykel unterschieden wird. Seine Zellen sind in Teilung begriffen und geben zunächst nur nach innen fortgesetzt neue Elemente ab. Die Teilungen erfolgen durch tangentiale Wände und erzeugen daher radial orientierte Zellreihen, die sich von Zeit zu Zeit durch radial gestellte Wände tangential verdoppeln. In diesem jugendlichen, vom Cambiumring erzeugten Gewebe sind zahlreiche, in allen Stadien der Entwicklung begriffene Gefäßbündel zu sehen. Die jüngsten bestehen aus einer Gruppe dünnwandiger Zellen, die ältesten sind an ihrem inneren Rande schon fertig, während der dünnwandige Außenrand noch in den Cambiumring taucht und in Entwicklung begriffen ist. Die auf den Cambiumring nach außen folgende Rinde (*cr*) besteht aus rundlichen Zellen. Zwischen diesen fallen, vornehmlich in den inneren Teilen, einzelne Zellen auf, in welchen feine Kristallnadeln dicht aneinander, zu je einem Bündel (*r*) vereinigt, liegen. Es sind das die sogenannten Raphidenbündel von oxalsaurem Kalk, die man hier in aufrechter Stellung sieht. Einzelne Raphidenzellen werden stets durch das Messer beim Schneiden geöffnet und die feinen Nadeln über dem Schnitt zerstreut. Die übrigen Rindenzellen führen Chlorophyllkörner. Zwischen diesen Zellen sieht man noch vereinzelte runde Gefäßbündelquerschnitte (*f'''*), Gefäßbündeln zugehörend, die aus Blättern eintreten. Es folgt nach außen auf die sekundäre Rinde eine starke Lage dünnwandiger, farbloser, radial angeordneter Zellen (*l*), die an ihrer Außenseite in ein braunes, weniger regelmäßiges Gewebe übergeht. Es ist das die Korkschicht, und zwar jugendliches, farbloses Korkgewebe in den inneren, altes, unregelmäßig gestrecktes und gebräuntes Korkgewebe in den äußeren Teilen.

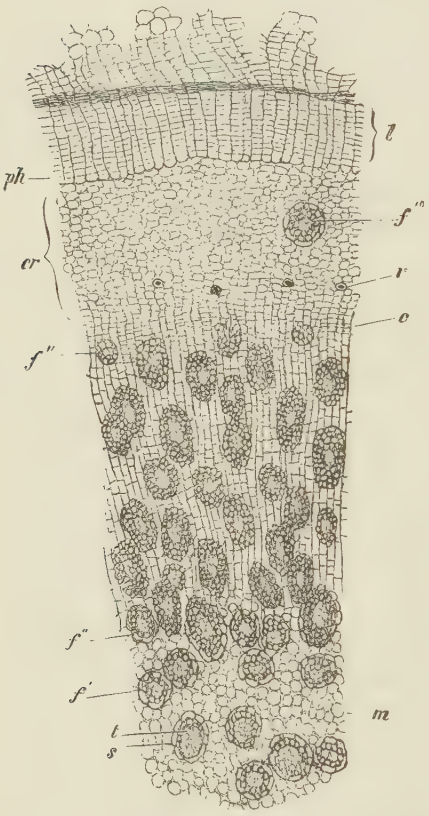



Fig. 38. Cordyline rubra. Querschnitt durch den Stamm. *f* Gefäßbündel und zwar *f'* primäre, *f''* sekundäre, *f'''* Blattbündel, *m* unverholzte Grundgewebselemente, *s* verholzte Grundgewebselemente, die Gefäßbündel umscheidend, *t* Tracheiden, *c* Cambiumring, *cr* Rinde, *l* Kork, *hp* Korkcambium, *r* Raphidenbündel. Vergrößerung 30.

Mit diesen Ansichten der Querschnitte, welche ja ausreichen, um uns über die Vorgänge des Dickenwachstums hier zu orientieren, wollen wir uns benügen, und von dem Studium weiterer Einzelheiten, wie auch der Längsschnitte, in diesem Falle absehen.

# IX. Abschnitt.

## Offene kollaterale Gefäßbündel. Dickenwachstum der Dikotylen.

**Untersuchungsmaterial.**

Ausläufer von Ranunculus repens frisch oder in Alkohol. — Alkoholmaterial der Stengel von Chelidonium majus. — Frisches oder Alkoholmaterial 3 bis 4 mm dicker Zweige von Aristolochia Sipho im Juni in Alkohol eingelegt oder frisch untersucht.

**Untersuchungsflüssigkeit. Reagentien.**

Glyzerin. — Chlorzinkjodlösung.

Als erstes Beispiel für das Studium offener, kollateraler Gefäßbündel, wie sie den Dikotylen eigen sind, wählen wir die Ausläufer von Ranunculus repens. Der Querschnitt zeigt, daß die Gefäßbündel getrennt voneinander verlaufen, doch zu einem einfachen Kreise im Stengel angeordnet sind. Das Grundgewebe besteht aus runden Zellen, die gegen die Oberfläche des Stengels hin kleiner werden, Chlorophyllkörner enthalten und größere Interzellularräume zwischen sich lassen. Die Oberfläche des Stengels nimmt die Epidermis ein. Im Innern ist der Stengel durch Auseinanderweichen und Zerreißen der Zellen hohl. Die Gefäßbündel (Fig. 39) machen durchaus denselben Eindruck, wie jene der Monokotylen; man erkennt dieselben Teile in der nämlichen Anordnung wieder. Den Innenrand des Gefäßbündels nimmt dünnwandiges Vasalparenchym ein, in welchem einige mehr oder weniger desorganisierte Vasalprimanen verlaufen; dann folgen an Weite zunehmende, schraubenförmig verdickte Gefäßtracheiden (*s*). Weiter nach außen schließen Gefäße mit quergestreckten Tüpfeln, dann solche mit typisch ausgebildeten Hoftüpfeln (*m*) an. Die relativ engen Gefäße in der Mediane des Gefäßbündels bilden eine zusammenhängende Gruppe, in welcher das Vasalparenchym vollständig fehlt. Das Cambium, das auf den Gefäßteil folgt, bildet einen queren Gewebestreifen (*c*), der aus mehreren Schichten flacher, unverholzter in gerade Reihen angeordneter Zellen besteht. Der leicht kenntliche Siebteil ähnelt durchaus jenem von Zea Mays und wird, wie auch dort, nur aus Siebröhren (*v*) und Geleitzellen in ziemlich regelmäßiger Abwechslung aufgebaut. Einige Cribralprimanen schließen nach außen an. — Eine Gefäßbündelscheide (*vg*) aus Sklerenchymfasern, die besonders kräftig um den Siebteil entwickelt ist, umgibt das Gefäßbündel. Sie berührt am Außenrande des Siebteiles meist direkt die Cribralprimanen; eine Lage unverdickter Zellen, die aber schon zur Gefäßbündelscheide gehören, trennt, wie bei Zea Mays, den Siebteil seitlich von den verdickten Elementen. Der Grenze vom Gefäß- und Siebteil entsprechend, zeigt die Gefäßbündelscheide sehr deutlich ausgebildete Durchlaßstreifen. Sie bestehen aus Zellen, die schwächer verdickt und nur schwach verholzt oder ganz unverholzt sind, und daher besonders scharf in Präparaten vortreten, die in Chlorzinkjodlösung untersucht werden. — An radialen Längsschnitten durch den Ausläufer, die ein Gefäßbündel richtig trafen, sehen wir in letzterem, von innen nach außen fortschreitend, die engen Ring- und Schraubentracheiden, dann die getüpfelten Gefäße, dazwischen gestrecktes Vasalparenchym, dann die dünnwandigen Cambiumzellen, die Siebröhren und Geleitzellen und an beiden Rändern die sklerenchymatischen

Scheidenelemente. Haben wir unseren Längsschnitt in Chlorzinkjodlösung eingelegt, so fallen uns in den Siebröhren weinrote Körner auf. Es sind das Stärkekörner, die Amylodextrin enthalten und an welchen die Siebröhren dieser Pflanze auffallend reich sich zeigen.

Das Gefäßbündel von Chelidonium majus ist so ähnlich demjenigen von Ranunculus repens gebaut, daß der Querschnitt ohne weiteres verständlich wird. Untersuchen wir Alkoholmaterial, so bemerken wir aber im Siebteil des Gefäßbündels, auch an der inneren Grenze des

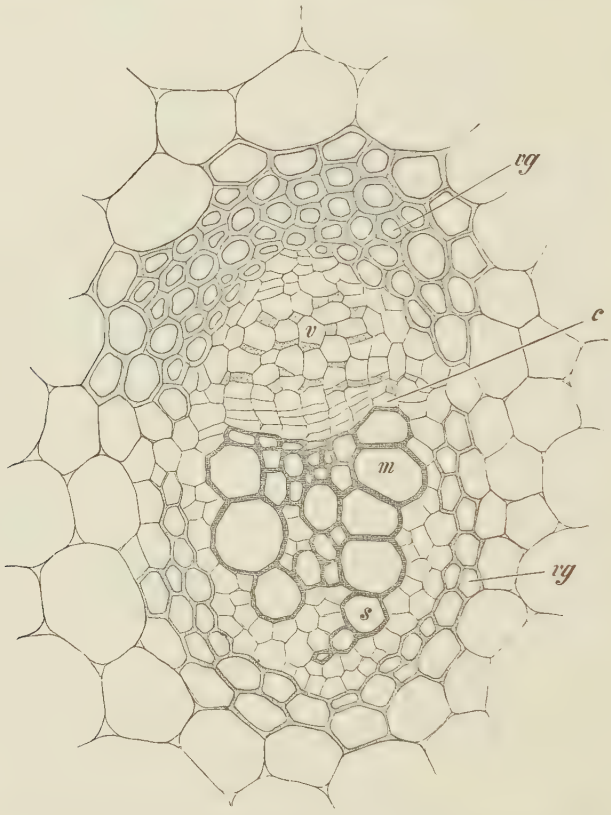



Fig. 39. Querschnitt durch ein Gefäßbündel aus dem Ausläufer von Ranunculus repens. *s* Schraubengefäßtracheiden, *m* behöft getüpfelt Gefäße, *c* Cambium, *v* Siebröhre, *vg* Scheide. Vergrößerung 180.

Gefäßteils, sodann besonders zahlreich an den Flanken und an dem Außenrande des Sklerenchymstranges, der den Siebteil des Gefäßbündels deckt, ja vereinzelt auch im Grundgewebe zwischen den Gefäßbündeln, Zellen mit dunkelbraunem Inhalt. Dieser Inhalt rührt von dem in Alkohol geronnenen, orangeroten Milchsaft von Chelidonium her. Die betreffenden Elemente sind Milchröhren; sie fallen so in die Augen, daß man sie nicht übersehen kann. Sie sind alle dünnwandig, selbst jene, welche in den Außenrand des Sklerenchymstranges eingeschaltet sind. — Auf Längsschnitten erkennt man sie sofort an ihrem gelbbraunen Inhalte wieder. Sie erweisen sich dann als lange, zur Längsachse des Stengels

annähernd parallel laufende Röhren. Man stellt unschwer die Existenz von Querwänden in diesen Röhren fest. Diese Querwände sind in der Mitte mehr oder weniger deutlich mit einer oder mit mehreren Poren durchbrochen; sie fehlen auch hin und wieder an Stellen, wo man sie erwarten müßte, weil sie vollständig aufgelöst wurden. Nach einer seitlichen Verbindung der Milchröhren untereinander würde man aber in diesem Falle vergeblich suchen.

Ein ganz außerordentlich günstiges Objekt für das Studium des Dickenwachstums der Dikotylen ist Aristolochia Sipho. Untersuchungsmaterial dürfte hier für alle Fälle leicht zu beschaffen sein. Es empfiehlt sich, es im Juni zu schneiden, und falls es nicht gleich untersucht werden kann, in Alkohol einzulegen. — Wir stellen uns Querschnitte durch einen 3 bis 4 *mm* dicken Zweig her. Ein solcher Querschnitt (Fig. 40) mit der Lupe betrachtet, läßt ein inneres lockeres Mark (*m*), um dieses einen Kranz getrennter Gefäßbündel (*fv*), um diesen weiter einen kontinuierlichen weißen Ring (*sk*), dann grünes Rindengewebe (*c*) und endlich eine gelblichgrüne, peripherische Hülle (*cl*) erkennen. Bei schwacher Vergrößerung unter dem Mikroskop konstatieren wir, daß das Mark aus runden, großen, zum Teil lufterfüllten Zellen besteht. Im Gefäßbündel erscheint der Gefäßteil (*vl*) dunkler, durchsetzt von den großen Hohlräumen der Gefäße. Es folgt die Cambiumzone (*fc*), gebildet von schmalen, radial angeordneten, hellen Zellen und hierauf der Siebteil (*cb*), der etwas weniger hell sich zeichnet, auch nicht die regelmäßige Anordnung, wie die Cambiumzone zeigt, und der nach außen von einem Beleg heller, inhaltsarmer Grundgewebezellen begleitet wird. Dieser Beleg setzt besonders bei schwacher Vergrößerung und etwas dickeren Schnitten durch hellere Färbung gegen das umgebende, etwas Chlorophyll führende Gewebe ab. Der weiße, nunmehr anschließende Ring wird von stark verdickten Sklerenchymzellen gebildet; zwischen den Gefäßbündeln springt er etwas nach innen vor. Auf den Ring folgt nach außen chlorophyllhaltiges Gewebe, dessen innerste, an den Sklerenchymring grenzende Schicht sich durch Stärkereichtum auszeichnet und als Stärkescheide bezeichnet wird. Solche Stärkescheiden entsprechen der Endodermis der Wurzel und geben die innere Grenze der primären Rinde an. Der Sklerenchymring liegt somit schon im Zentralzylinder des Stammes, und zwar in dessen peripherischer Zone, in dem Pericykel (*pc*), zu dem auch noch das parenchymatische Gewebe bis zum Außenrande der Gefäßbündel zu rechnen ist. An das innere chlorophyllhaltige Gewebe der primären Rinde grenzen englumigere Zellen, mit weißen, in den Ecken stärker verdickten Wänden, die wir, an diesem Verhalten, als „Kollenchym“ erkennen. An

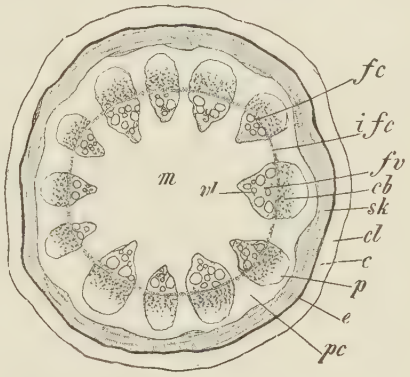



Fig. 40. Querschnitt durch einen 5 mm dicken Zweig von Aristolochia Sipho. *m* Mark, *fv* Gefäßbündel, und zwar *vl* Gefäßteil, *cb* Siebteil, *fc* Faszikularcambium, *ifc* Interfaszikularcambium, *p* Cribralparenchym an der Außenseite des Siebteils, das den Übergang zum Grundgewebe vermittelt, *pc* Pericykel, *sk* Sklerenchymring, *e* Stärkescheide, *c* grüne Rinde, *cl* Kollenchym. Vergr. 9.

den Kollenchymring schließt die Epidermis an. Der Kollenchymring wird aber durchsetzt von besonders chlorophyllreichen Gewebestreifen, die vom inneren chlorophyllhaltigen Rindengewebe bis unter die Spaltöffnungen der Epidermis reichen. — Diese allgemeine Orientierung wird genügen, und wir wenden uns jetzt unserem Hauptzweck zu, nämlich der Feststellung der Art und Weise, wie bei Dicotylen ein geschlossener Cambiumring zustande kommt. Wir betrachten bei stärkerer Vergrößerung zunächst die einzelnen Gefäßbündel (Fig. 41). Das muß an hinlänglich

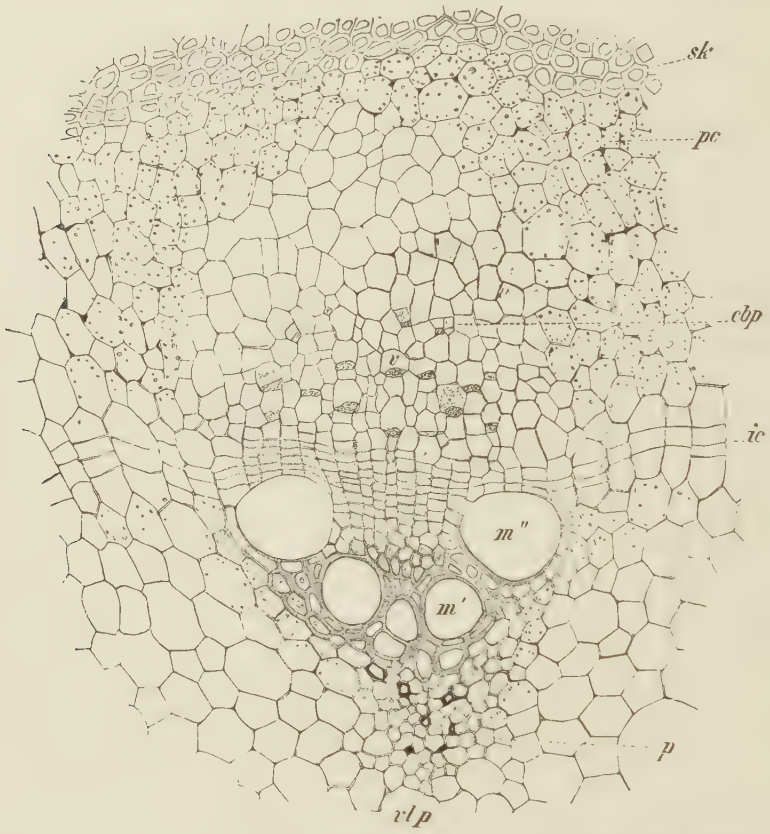



Fig. 41. Querschnitt durch einen erstjährigen jungen Zweig von Aristolochia Sipho, ein Gefäßbündel nach begonnener Cambiumtätigkeit zeigend. *p* Vasalparenchym an dem Innenrande des Gefäßteils, *vlp* Vasalprimanen, *m'* und *m''* behöft getüpfelte Gefäße, *ic* Interfaszikularcambium, sich in das Faszikularcambium, d. h. das Cambium im Innern der Gefäßbündel fortsetzend, *v* Siebröhre, *cbp* Cribralprimanen, *pc* Gewebe des Pericykels, *sk* innerer Teil des Ringes aus Sklerenchymfasern. Vergr. 130.

dünnen Querschnitten geschehen, die wir am besten aus Alkoholmaterial herstellen und in Glyzerin oder in Chlorzinkjodlösung untersuchen. — Die zerdrückten Vasalprimanen (*vlp*) und die zunächst anschließenden Gefäßtracheiden und Gefäße sind in reichlich vertretenes dünnwandiges Vasalparenchym (*p*) eingeschlossen. Weiter nach außen nehmen in dem breiter werdenden Gefäßbündel die Gefäße an Durchmesser zu. Diese Gefäße (*m'* und *m''*) sind behöft getüpfelt. Zwischen ihnen verdickt das Gewebe seine Wände. Es besteht aus Vasalparenchym und engen Tracheiden.

Die nun folgende Cambiumzone zeigt seine dünnwandigen flachen Zellen in gerade radiale Reihen angeordnet. Dieses Gewebe ist in voller Tätigkeit und die ihm zunächst liegenden Gefäße (*m''*) deutlich noch in der Ausbildung begriffen. Ebenso geht an der Siebteilseite das unfertige Gewebe in fertiges über, doch wird dieser Übergang dort rascher vollzogen. Im Siebteil sehen wir die Siebröhren (*v'*) mit ihren Geleitzellen, dazwischen Parenchym, das wir als Siebteilparenchym oder Cribralparenchym dem Vasalparenchym gegenüberstellen können. In der Peripherie des Siebteils wird man im Cribralparenchym eingeschlossene Gruppen von Cribralprimanen (*cbp*) finden, die aus engen Siebröhren und Geleitzellen bestehen. An den tätigen Siebröhren sind die Geleitzellen hier cambiumwärts gelegen; sie fallen durch ihre geringe Weite und ihren reichen Inhalt auf. Cribralparenchym war uns in den bisher untersuchten Gefäßbündeln nicht entgegengetreten. Es fehlte dem Siebteil der Monokolyten, kommt aber allgemein den Dikotylen zu, so daß die zuvor untersuchten Ranunculaceen ohne Cribralparenchym in dieser Beziehung als Ausnahme gelten müssen. — Ist der Querschnitt einem Zweige entnommen worden, der sich in dem richtigen Entwicklungszustand befindet, so kann man zwischen den Cambien der einzelnen Gefäßbündel die beginnende Anlage des Interfaszikularcambiums (*ic*) beobachten. In den Zellen, welche die Gefäßbündel seitlich trennen und demgemäß den primären Markstrahlen angehören, sieht man tangentiale Scheidewände auftreten und so einen cambialen Streifen entstehen, der die zuvor getrennten Cambien der Gefäßbündel zu einem geschlossenen Kreise ergänzt. Aus Faszikular- und Interfaszikularcambium ist somit der Cambiumring gebildet, mit dem im allgemeinen die Dikotylen und auch die Gymnospermen in die Dicke wachsen. Das durch die Tätigkeit dieses Cambiumringes nach innen zu erzeugte sekundäre Gewebe wird kurzweg als Holz, das nach außen erzeugte als Bast bezeichnet. Eine scharfe Grenze zwischen den primären und den sekundären Geweben ist hier aber nicht zu ziehen.

Mit diesen Beobachtungen wollen wir uns bei Aristolochia begnügen: den ferneren Zuwachs, sowie die durch ihn erzeugten Elemente werden wir an anderen Objekten näher studieren.

Es mußte uns auffallen, daß eine als Gefäßbündelscheide zu bezeichnende Hülle bei Aristolochia um die einzelnen Gefäßbündel fehlt. Diese Rolle übernimmt hier der Sklerenchymring, den wir zuvor schon bei schwacher Vergrößerung (*sk* Fig. 40) sahen, und der als geschlossener Hohlzylinder den ganzen Zentralzylinder umgibt. Dieser Hohlzylinder wird späterhin, bei fortgesetzter Massenzunahme der inneren Gewebe, zersprengt.

# X. Abschnitt.

## Bau des Koniferenstammes. Holzstoffreaktionen.

### Untersuchungsmaterial.

Stücke aus einem starken Stamme der Kiefer im Juni in Alkohol eingelegt, einige Tage vor der Untersuchung in ein Gemisch von gleichen Teilen Alkohol und Glyzerin übertragen. Außerdem ein frisches Stammstück.

### Reagentien und Farbstoffe.

Glyzerin. — Jodglyzerin. — Chlorzinkjodlösung. — Jodjodkaliumlösung. — Trockene Alkannawurzel. — Phlorogluzin. — Schwefelsaures Anilin. — Konzentrierte und verdünnte Schwefelsäure. — Konzentrierte Salzsäure. — Anilinblau.

Wir wollen jetzt die Kiefer (Pinus silvestris) in Untersuchung nehmen und den Bau des Stammes einem eingehenden Studium unterwerfen. Charakteristisch für die Koniferen ist, daß der ganze sekundäre Zuwachs im Holz fast nur aus einer Art von Elementen, und zwar typischen Tracheiden besteht. Bei einer bestimmten Anzahl von Arten, so der Kiefer, werden Stränge aus Holzparenchym zwischen diese Tracheiden eingeschaltet. Gefäße gehen den Nadelhölzern ab, und nach Gefäßtracheiden muß man an der sogenannten Markkrone, in den primären Gefäßteilen der Gefäßbündel, suchen.

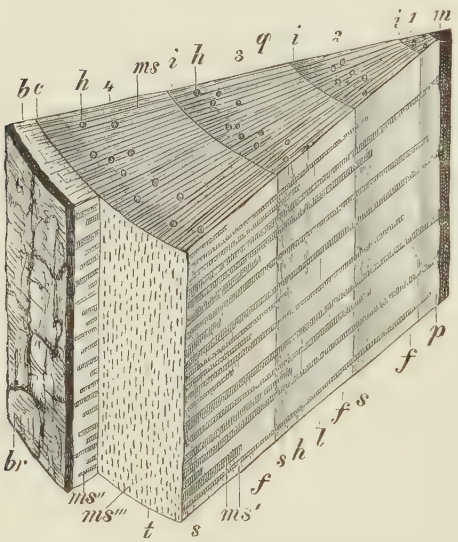



Fig. 42. Stück eines vierjährigen Stammteils der Kiefer (Pinus silvestris), im Winter geschnitten. *q* Querschnitt-, *l* radiale Längsschnitt-, *t* tangentiale Längsschnitt-Ansicht, *f* Frühholz, *s* Spätholz, *m* Mark, *p* primäre Vasalteile, *1*, *2*, *3* und *4* die vier aufeinander folgenden Jahresringe des Holzkörpers, *i* Jahresgrenzen, *ms* Markstrahlen in der Querschnittansicht des Holzkörpers, *ms'* in der Längsschnittansicht des Holzkörpers, *ms''* innerhalb der Bastzone, *ms'''* in der tangentialen Längsschnittansicht, *c* Cambiumring, *b* Bastzone, *h* Harzgänge, *br* die außerhalb der ersten Peridermlage befindliche, der primären Rinde entsprechende Borke. Vergr. 6.

Über die Richtung der Schnitte, die wir auszuführen beabsichtigen, sowie über die Verteilung der Gewebe und der einzelnen Elemente, die wir untersuchen wollen, orientieren wir uns zunächst bei Lupenvergrößerungen an einem nur wenige Zentimeter dicken, frischen Stammstückchen (Fig. 42). Der Gegensatz von Holz und Bast, die Jahresringe, Harzgänge und Markstrahlen treten uns auf diese Weise deutlich entgegen (vgl. die Erklärung zu Fig. 42).

Bei der Untersuchung, die wir hierauf bei stärkerer Vergrößerung vornehmen, soll auch der Inhalt der Zellen, vor allem auch das Cambium Berücksichtigung finden, und empfiehlt es sich daher, Alkohol-

material zu verwenden. Denn an frischem Kiefernholze wird das Cambium beim Schneiden meist durchgerissen, und trockene Stammstücke geben weniger gute Bilder. Das Alkoholmaterial legen wir zuvor auf ca. 24 Stunden in ein Gemisch von gleichen Teilen Alkohol und Glyzerin ein, worauf es sich besonders gut schneiden läßt. Das Alkoholmaterial gewährt uns auch weiter den Vorteil, daß es uns den Zellinhalt gehärtet vorführt. Wir wählen Stücke aus der Peripherie eines dickeren Stammes zur Untersuchung, weil die Tracheiden in den später erzeugten Jahresringen weiter sind. Das Stammstück ist am besten im Monat Juni oder Juli in Alkohol zu legen, das heißt zu einer Zeit, wo sich das Cambium in voller Tätigkeit befindet. Ich nehme an, daß uns ein solches Stammstück zur Untersuchung vorliegt. Wir beobachten die Schnitte in Glyzerin; falls wir sie anderweitig mit Reagentien beobachten wollen, spülen wir sie zuvor in Wasser ab.

Die durch einen Stammteil darzustellenden Schnitte müssen genau in den durch Fig. 42 angegebenen Richtungen geführt werden. Wir brauchen einen Querschnitt, der senkrecht zur Längsachse zu verlaufen hat, einen radialen Längsschnitt, der der Richtung der Markstrahlen folgt, und einen tangentialen Längsschnitt, der die Markstrahlen senkrecht trifft. Die Querschnitte müssen Holz, Cambium und Bast umfassen; ebenso die radialen Längsschnitte. Der tangentialen Längsschnitte sind mindestens zwei auszuführen, einen innerhalb des Holzkörpers, einen anderen innerhalb des Bastes.

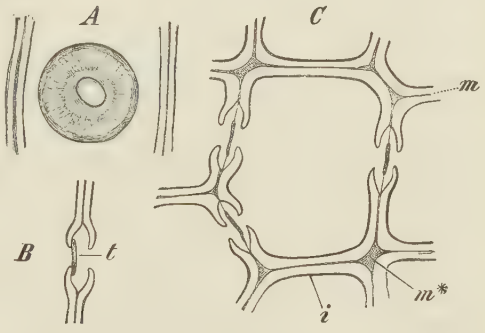



Fig. 43. Pinus silvestris. *A* ein Hoftüpfel in Flächenansicht, *B* ein Hoftüpfel in tangentialem Längsschnitt, *t* der Torus, *C* Querschnitt einer ganzen Tracheide, *m* Mittellamelle, *m** ein Zwickel, *i* das Grenzhäutchen. Vergr. 540.

Gute Schnitte durch den Holzkörper, namentlich gute Querschnitte, lassen sich nur mit Hilfe sehr scharfer Messer herstellen. Stumpfe Messer reißen die inneren Verdickungsschichten aus den Tracheiden heraus und machen das Objekt unbrauchbar. Schon kleine Schnitte genügen für die Untersuchung; sie müssen aber sehr dünn sein. Es gilt alle die früher (S. 25) erwähnten Vorsichtsmaßregeln beim Schneiden zu beachten, damit das Messer nicht schartig werde. Benutzt man ein stark ausgehöhltes Rasiermesser, so kann man im wesentlichen richtig orientierte Schnitte nur aus den Rändern des Stammstückes gewinnen; daher sollte man zum Schneiden des Holzes nur plan- oder plankonkav geschliffene Messer benutzen. Mit einem scharfen Skalpell stelle man sich zuvor eine glatte Schnittfläche an dem Objekt her.

In unserem Querschnitte, der sich über Holzkörper, Cambium und Bast erstreckt, fallen uns vor allem die in radiale Reihen angeordneten Tracheiden auf. Von Zeit zu Zeit verdoppelt sich eine solche Reihe in der Richtung von innen nach außen. Die Tracheiden sind im Grundriß meist viereckig, doch manche auch fünf- und sechseckig. Die in jedem Jahre zuerst erzeugten Tracheiden zeichnen sich durch ihre Weitlumigkeit aus, die später hinzukommenden werden enger und

dickwandiger. An diese dickwandigen, engen Elemente setzen dann ohne Vermittlung wieder die weniger stark verdickten, weitlumigeren des nächsten Frühjahrs an, solchermaßen die auch dem bloßen Auge sichtbare Jahresgrenze markierend (Fig. 44). Wir unterscheiden danach weitlumigeres Frühholz und englumigeres Spätholz. An den radialen Wänden der Tracheiden befinden sich die Hoftüpfel, die, wenn der Querschnitt sehr dünn ist, sich in Gestalt von je zwei einander zugekehrten Zangenköpfen oder maurischen Spitzbögen, entsprechend wie in Fig. 43 *C*, vorstellen. Der Hoftüpfel wird von der Schließhaut durchsetzt, die in ihrer Mitte sich zum „Torus" angeschwollen zeigt. — Auf den tangentialen Wänden der Tracheiden von Pinus silvestris trifft man nur ausnahmsweise einzelne Hoftüpfel an. An den Spättracheiden werden die Hoftüpfel viel kleiner. — Zwischen den radialen Reihen der Tracheiden verlaufen die schmalen, einschichtigen, zum Teil mehrschichtigen, Markstrahlen. Das Aussehen der Markstrahlen ist ein verschiedenes, je nachdem der Schnitt Reihen von ihnen traf, die protoplasmatischen Inhalt beziehungsweise auch Stärke führen, oder inhaltsleere Reihen, die der Wasserleitung dienen. Die mit protoplasmatischem Inhalt versehenen Reihen weisen länger gestreckte, schwächer verdickte Zellen auf, welche mit den angrenzenden Tracheiden durch große, nur in letzteren mit Hof versehene, somit einseitig behöfte Tüpfel kommunizieren; die Schließhäute dieser Tüpfel nehmen die ganze Breite der Tracheide ein, sie sind ohne Torus und in die Tracheide vorgewölbt. Die Zellen der wasserleitenden Reihen sind kürzer, stärker verdickt und stehen untereinander und mit den Tracheiden durch kleinere, zweiseitig behöfte, echte Hoftüpfel in Verbindung. Hat der Querschnitt einen mehrschichtigen Markstrahl in halber Höhe getroffen, so ist in dessen Innern ein horizontal verlaufender Gang zu sehen, ein Harzgang, der im frischen Holz mit Harz erfüllt war. In unmittelbarer Nähe des Cambiums treten uns die noch unfertigen Tracheiden entgegen. Die Wände der Zellen nehmen dort, nach der cambialen Zone hin, rasch an Dicke ab. Auf Querschnitten aus älteren Stämmen sieht man übrigens meist die radialen Wände innerhalb der Cambiumzone wieder dicker werden. Das, was wir Cambium nennen, stellt eine Gewebezone dar, die meistens mehrere Zellen, unter Umständen nur eine Zelle dick ist und der zeit-

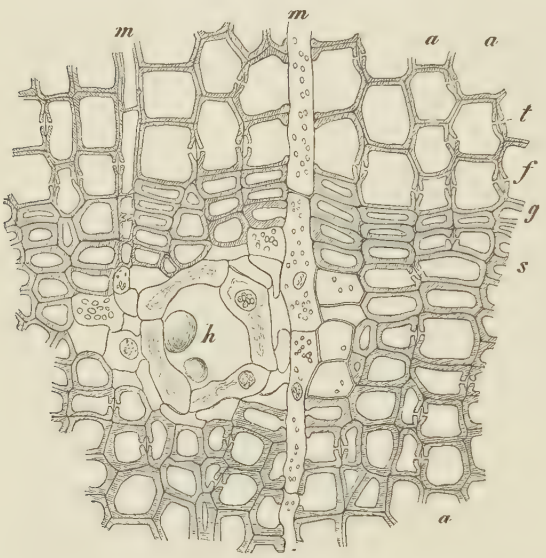



Fig. 44. Partie eines Querschnittes durch das Kiefernholz an einer Jahresgrenze. *f* Frühholz, *s* Spätholz, *t* Hoftüpfel, *a* eine sich nach außen verdoppelnde Tracheidenreihe, *h* Harzgang, *m* Markstrahlen. Vergrößerung 240.

weise lebhaft Teilungen, fast nur durch tangentiale Wände stattfinden[1]). Bei den Koniferen, also auch in dem uns vorliegenden Falle, so im allgemeinen auch bei den Dikotylen, ist das in Tätigkeit befindliche mehrschichtige Cambium mit einer „Initialschicht" versehen, d. h. in jeder seiner radialen Reihen ist eine Zelle vorhanden, die durch ihre Teilungen Tochterzellen sowohl nach der Holz- wie auch nach der Bastseite abgibt. Die so erzeugten Tochterzellen fahren fort sich zunächst lebhaft zu teilen, doch nimmt mit der Entfernung von der Initialschicht diese Teilungsfähigkeit rasch ab. — Die Reihen der Tracheiden setzen sich durch das Cambium in die Reihen der Bastelemente fort, welche zunächst ebenso streng die radiale Anordnung einhalten. Die Zellwände verdicken sich auf der Bastseite sehr rasch, bekommen dort ein mattweißes Aussehen. An den radialen Wänden der weitlumigeren Bastelemente, entsprechend den Zellen, wo im Holz die Hoftüpfel stehen, werden die Siebtüpfel angelegt; man erkennt an sehr zarten Schnitten die feinen Poren, welche diese Tüpfel durchsetzen. Geleitzellen werden an den Siebröhren der Gymnospermen nicht erzeugt. — Vorwiegend einschichtige Bänder von Bastparenchym wechseln mit den stärkeren Lagen der Siebröhren ab. Sie werden der Hauptsache nach von stärkeführenden Zellen gebildet, die in älterem Bast bedeutend anschwellen und dann viel deutlicher in die Erscheinung treten. Zwischen den stärkehaltigen Zellen sind kristallführende zu sehen, die frühzeitig durch ihren braunen Inhalt auffallen. Nur eine verhältnismäßig enge Zone des Bastes wird von den turgeszenten, die ursprüngliche Anordnung einhaltenden Elementen gebildet. Jenseits dieser Zone krümmen sich die radialen Zellreihen; die Zellwände beginnen sich zu bräunen; die Lumina der Zellen werden mehr oder weniger zusammengedrückt (Fig. 45 *cv*). Nur die stärkeführenden Zellen des Bastes und der Markstrahlen schwellen bedeutend an, runden sich ab und erscheinen nun als mehr oder weniger kugelige, mit Stärke dicht angefüllte Elemente. Schließlich sind die Siebröhren und kristallführenden Zellen ganz zerquetscht und tangential gedehnt worden und trennen wie geschichtete Häute die aufeinander folgenden Zonen der großen stärkeführenden Zellen. Aus letzteren allein scheinen nun die äußeren Bastteile zu bestehen. Zu äußerst stößt man auf schmale Korkblätter und auf durch jene peripherisch abgetrenntes, tief gebräuntes und abgestorbenes Gewebe, die Borke.

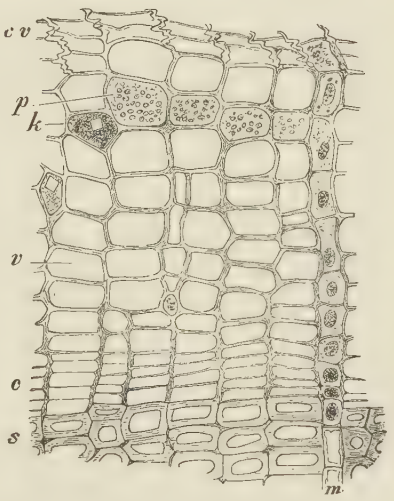



Fig. 45. Querschnitt aus dem Stamme der Kiefer mit ruhendem Cambium zur Winterzeit, den äußeren Rand des Holzkörpers, das Cambium und den angrenzenden Bast in sich fassend. *s* Spätholz, *c* Cambium, *v* Siebröhren, *p* Bastparenchym, *k* kristallführendes Bastparenchym, *cv* außer Funktion gesetzte Siebröhren, *m* Markstrahl. Vergr. 240.

1) J. C. Schoute, Verh. d. k. Akad. d. Wetensch. Amsterdam IX, 4, 1902.

Unberücksichtigt blieben bis jetzt die Holzparenchymstränge, die jeder Querschnitt im Kiefernholze zeigt und die stets einen Harzgang führen (Fig. 44). Der Querschnitt durch das Holz trifft die Harzgänge der Quere nach. Jeder von ihnen stellt einen Interzellulargang (*h*) dar, der von einer Schicht großer, dünnwandiger Zellen (Epithelzellen) umgeben ist. Die Wände dieser Zellen sind gebräunt; sie führen einen großen Kern und einen Wandbeleg aus Protoplasma. An diese Zellen grenzen meist stärkeführende Holzparenchymzellen, beziehungsweise auch ein Markstrahl. Wie die Entwicklungsgeschichte lehrt, entstehen die Harzgänge schizogen, d. h. durch Auseinanderweichen sich zunächst berührender Zellen. Diese vertikalen Harzgänge des Holzkörpers werden durch horizontale verbunden, welche innerhalb mehrschichtiger Markstrahlen verlaufen.

An Alkoholpräparaten haben die Harzgänge ihren Harzgehalt eingebüßt. Querschnitte durch frisches Kiefernholz (Fig. 44) zeigen die Harzgänge mit Harz erfüllt. Dieses erscheint in Gestalt stark lichtbrechender, sich ziehender, oft unregelmäßig konturierter Tropfen. Fügen wir ein wenig Alkohol hinzu, so sind alsbald die Harztropfen verschwunden. Wir können letztere auch in charakteristischer Weise mit dem roten Farbstoff der Alkannawurzel tingieren, den wir bereits zum Färben des Öls (S. 31) benutzten. Wir führen zu diesem Zwecke einen Querschnitt durch das Kiefernholz und legen ihn auf den Objektträger in einen Wassertropfen. Hierauf stellen wir einen ähnlichen, dünnen Schnitt aus der Borke einer trockenen Alkannawurzel her, blasen die anhaftenden Teilchen von ihm ab, legen ihm den Kiefernschnitt auf und bedecken mit einem Deckglas. Dann fügen wir einen Tropfen etwa 50proz. Alkohol am Deckglasrande hinzu und lassen das Objekt eine halbe bis eine ganze Stunde stehen. Wird hierauf die Alkannaborke abgehoben und der Kiefernschnitt untersucht, so erscheint alles Harz schön dunkelrot gefärbt, während die übrigen Teile des Präparates völlig farblos blieben.

Mit Chlorzinkjod behandelte Querschnitte, am besten durch Alkoholmaterial, zeigen die Wände der älteren Tracheiden gelbbraun, nur ihre innersten Verdickungsschichten stellenweise violett gefärbt. In der Nähe des Cambiums, in den nicht völlig ausgebildeten Tracheiden, sind protoplasmatischer Inhalt und Kern jetzt leicht zu sehen. Ebenso sicher ist zu konstatieren, daß die Tracheiden mit ihrer Fertigstellung allen lebenden Inhalt verlieren. Die an das Cambium grenzenden jüngsten Zellen haben sich hell violett gefärbt. Im Cambium selbst zeigen die radialen Trennungswände die nämliche Färbung, während die neu angelegten Scheidewände nur gelblich tingiert erscheinen, da sie aus Pektinverbindungen bestehen und erst weiterhin durch zellulosehaltige Membranlamellen verdickt werden sollen. Die Wände der Bastteile sind violett gefärbt. Der Inhalt der kristallführenden Zellen des Bastes ist braun geblieben, rotbraun erscheinen die Zellen in den Korklagen. Die besonders dünnwandigen Innenwände der die Harzgänge umgebenden Zellen färben sich meistens schmutzig violett. Durch sorgfältige Untersuchung ist festzustellen, daß sich die Schließhäute der einseitig behöften Tüpfel violett tingiert haben, die Schließhäute der zweiseitig behöften Tüpfel hingegen farblos geblieben sind.

An zarten Querschnitten können wir auch sehen, daß die Tracheiden durch feine Trennungslinien, die Mittellamellen (*m* Fig. 43), geschieden sind. Wo mehr als zwei Tracheiden aneinander stoßen, ist die Mittel-

lamelle zu einem soliden oder hohlen Zwickel (*m**) erweitert. Die innere Umgrenzung der Zellwandung ist stärker lichtbrechend und bildet das Grenzhäutchen (*i*), das an den englumigeren Spättracheiden besonders deutlich ist. Das alles wird noch klarer bei Einwirkung von konzentrierter Schwefelsäure. Die Verdickungsschichten quellen und werden schließlich aufgelöst; das Grenzhäutchen widersteht länger und tritt scharf hervor. Zuletzt bleibt nur das gelbbraun sich färbende, der Schwefelsäure dauernd widerstehende, zarte Netzwerk der Mittellamellen zurück. Die Resistenzfähigkeit dieses Maschenwerkes beruht auf einer besonders starken Verholzung, welche die Mittellamellen der Hölzer auch sonst auszeichnet.

Bei langsamer Quellung in Schwefelsäure läßt sich öfters, so besonders an den stark verdickten Spätholztracheiden, feststellen, daß die Verdickungsschichten aus sehr zahlreichen, äußerst zarten Lamellen bestehen. Mit Chlorzinkjodlösung wird der Querschnitt, sowie zuvor der Längsschnitt, gelbbraun gefärbt, die Mittellamellen reiner gelb; in einzelnen Zellen nimmt auch wohl noch der innere, an das Grenzhäutchen unmittelbar grenzende Teil der Verdickungsschicht einen violetten Ton an. Läßt man auf die Chlorzinkjodbehandlung eine solche mit verdünnter Schwefelsäure (zwei Drittel Schwefelsäure, ein Drittel Wasser) folgen, so wird vielfach, unter dem Einfluß der letzteren, eine Blaufärbung der ganzen Verdickungsschicht ermöglicht.

Besonders gelungene, sehr dünne Querschnitte des Kiefernholzes geben vorzügliche Testobjekte ab, mit Hilfe welcher wir uns ein Urteil über die Güte der mittelstarken und starken Vergrößerungen unseres Mikroskops bilden können. Hinreichend zarte Schnitte vorausgesetzt, muß das Bild völlig plan, lichtstark, in den Umrissen scharf, in den Struktureinzelheiten deutlich und farbenfrei erscheinen.

Um charakteristische Reaktionen auf Holzstoffe (Lignin) kennen zu lernen, wollen wir uns des Phloroglucins und des schwefelsauren Anilins bedienen[1]). Wir lösen eine Spur von Phloroglucin in Alkohol auf und legen einige Querschnitte in diese Lösung. Hiernach bringen wir sie in den Wassertropfen des Objektträgers und lassen, vom Deckglasrande aus, Salzsäure einwirken. Die Wände der Zellen nehmen alsbald eine prachtvolle, violettrote Färbung an. — Andere Schnitte kommen in eine wässerige Lösung von schwefelsaurem Anilin, wo sie alsbald hochgelb werden; diese Färbung wird durch Zusatz verdünnter Schwefelsäure noch gesteigert. — Behandelt man frische Stammschnitte der Kiefer, welche auch Rindenteile oder Markteile enthalten, mit konzentrierter Salzsäure, so tritt sofort eine Gelbfärbung des Holzes ein, welche allmählich von außen nach innen, respektive von innen nach außen fortschreitend, einer violetten Färbung weicht. Auch diese ist die Folge einer Phloroglucinreaktion, und zwar wird sie durch Phloroglucin veranlaßt, das aus dem Inhalte der Rindenzellen, respektive der Markzellen unter Umständen auch jungen Markstrahlen stammt. Durch kurzes oder längeres Einlegen in Javellesche Lauge lassen sich die Holzstoffe aus den Zellwänden entfernen.

Wir stellen jetzt einen radialen Längsschnitt her, und zwar wieder durch das Alkoholmaterial. Dieser zeigt uns im Holzkörper die behöft getüpfelten Tracheiden, die mit ihren Enden zwischeneinander greifen.

1) Beide eingeführt von Wiesner (vgl. Stzbr. d. math.-nat. Kl. d. Wiener Akad. d. Wiss., Bd. LXXVII, 1. Abt. und früher schon a. a. O.).

Diese Enden sind abgerundet bei Frühholztracheiden, zugespitzt bei den Spätholztracheiden. Die Hoftüpfel erscheinen in Flächenansicht in Gestalt von zwei konzentrischen Kreisen (Fig. 43 *A*). Der innere kleine Kreis, beziehungsweise Ellipse, stellt die Mündungsstelle des Tüpfels in den Zellraum vor, der größere, äußere Kreis die weiteste Stelle des Tüpfels, mit der er an die primäre, die beiden Tracheiden trennende Wand ansetzt. Diese primäre Wand ist es, die, in der Mitte zum Torus verdickt, die Schließhaut bildet. Der Torus ist als mattglänzende Scheibe von etwa dem doppelten Durchmesser der Mündungsstelle zu erkennen. Die Schließhaut um den Torus weist in günstigen Fällen eine radiale Streifung auf (Fig. 43 *A*). Man kann die Tori deutlich hervortreten lassen, wenn man den Schnitt für etwa 15 Minuten in Hämalaun legt.

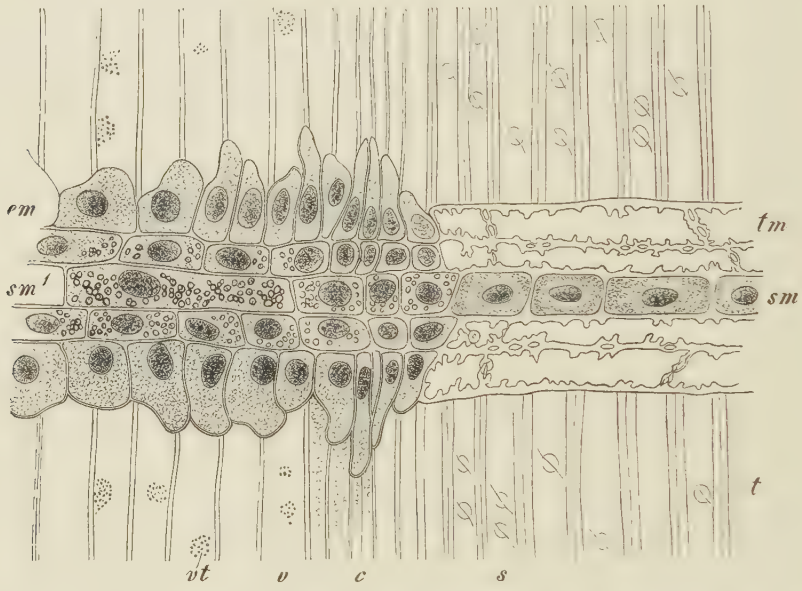



Fig. 46. Radialer Längsschnitt durch den Kieferstamm, den Außenrand des Holzkörpers, das Cambium und den anschließenden Bast, sowie einen Markstrahl in sich fassend. *s* Spättracheiden, *t* Hoftüpfel, *c* Cambium, *v* Siebröhren, *vt* Siebtüpfel, *tm* tracheidale Markstrahlzellen, *sm* stärkeführende Markstrahlzellen im Holzkörper, *sm'* im Bastkörper, *cm* eiweißführende Markstrahlzellen. Vergr. 240.

Aus Alkoholmaterial gewonnene Schnitte muß man aber zuvor entwässern. — Die Hoftüpfel werden in den engsten Spättracheiden schließlich klein und spärlich. — Quer über die Tracheiden sehen wir die Markstrahlzellen verlaufen (Fig. 46). Die Markstrahlen haben meist geringe Höhe, doch es kommen auch verhältnismäßig hohe vor. Sie bestehen aus Reihen radial gestreckter Zellen. Die Zellreihen der Mitte führen protoplasmatischen Inhalt (*sm*) und meist auch Stärke und zeigen nach den Tracheiden zu die großen, flachen, einseitig behöften Tüpfel. Die oberen und die unteren Zellreihen sind ohne protoplasmatischen Inhalt für Wasserleitung bestimmt und hängen durch kleine doppelbehöfte Tüpfel mit den Tracheiden zusammen. Sie können daher als tracheidale Markstrahlelemente (*tm*) bezeichnet werden. In höheren Markstrahlen kommen sie als mittlere Reihen vor. Auch gibt es Markstrahlen, die nur aus ihnen bestehen, wieder andere,

denen sie ganz fehlen. Diese tracheidalen Markstrahlelemente sind ausgezeichnet durch zackige Verdickungsleisten, welche, tangential angebracht, sie vor dem Zusammendrücken schützen. Sie vermitteln radial den Wasseraustausch zwischen den Tracheiden des Holzkörpers, während die mit protoplasmatischem Inhalt versehenen Markstrahlzellen die Reservestoffe in gleicher Richtung führen. — Das Cambium zeigt sich an dem radialen Längsschnitt aus schmalen, mit mehr oder weniger geneigten Endflächen aufeinander stoßenden Zellen aufgebaut, die Cytoplasma und Kern führen. — Im Bast fallen uns die Siebröhren mit ihren Siebtüpfeln besonders auf. Um letztere leicht zu finden, legen wir einige der radialen Längsschnitte, die wir aus unserem Alkoholmaterial dargestellt haben, in eine wässerige Lösung von Anilinblau. Dieser Farbstoff hat wie das Korallin, S. 69, die Eigenschaft, intensiv den Kallus der Siebröhren zu färben. In der Anilinblaulösung haben die Schnitte nur wenige Minuten zu verbleiben, worauf sie in Glyzerin übertragen werden. Letzteres läßt den Farbstoff nur in den Siebplatten zurück, entzieht ihn allen übrigen Teilen des Schnittes. Jetzt sind bei der mikroskopischen Betrachtung die Siebtüpfel nicht zu übersehen. Ihre Färbung ist schön blau und so dauerhaft, daß sich die Präparate aufbewahren lassen. Wir können die Siebtüpfel schon in nächster Nähe des Cambiums unterscheiden und sie bis in die Gegend verfolgen, in welcher die Siebröhren zerdrückt werden und die Siebtüpfel daher ihre radiale Stellung einbüßen. Doch zuvor schon verlieren die Siebtüpfel ihre Kallusbelege und damit auch ihre Tinktionsfähigkeit. Die Siebröhren behalten die Gestalt der Cambiumzellen, aus denen sie hervorgingen. Sie tragen die Siebtüpfel nur auf den radialen Wänden, sowie die Tracheiden die Hoftüpfel. Die Siebtüpfel erscheinen uns als runde bis ovale Flecken, die in eine unbestimmte Anzahl fein punktierter Felder geteilt sind (Fig. 47). Die feine Punktierung rührt von Schleimsträngen, welche die in Kallus verwandelte Substanz der Felder durchsetzen [1]). In einiger Entfernung vom Cambium bedecken sich die ganzen Siebtüpfel mit der sich in Anilinblau glänzend himmelblau färbenden Kallusplatte. In den außer Funktion tretenden Siebröhren wird alle Kallussubstanz gelöst; der Siebtüpfel ist dann nackt und färbt sich nicht mehr. Die tätigen Siebröhren besitzen einen dünnen Wandbeleg aus Protoplasma, doch auffälligerweise keinen Kern, da dieser schon in jugendlichen Siebröhren schwindet. Im Innern enthalten sie eine wässerige Eiweißlösung, Körnchen, die sich mit Jod gelb färben und wohl Leukoplasten sind, sowie anderweitige Körnchen und flockige Massen, die mit Jodlösung die weinrote Amylodextrin-Reaktion geben.

Fig. 47. Einige Siebtüpfel der Terminalwand eines Siebröhrengliedes, einem radialen Längsschnitt der Kiefer entnommen. Vergr. 750.

Die kristallführenden Schläuche des Bastes zeichnen sich auch im Längsschnitt durch ihren braunen Inhalt aus; sie sind relativ kurz, stoßen vorwiegend mit queren Wänden aufeinander und sind augenscheinlich durch quere Teilung der Cambiumzellen entstanden. Sie führen zahlreiche über- und nebeneinander gelagerte, prismatische Kristalle.

1) Für deren eingehenden Bau zu vergleichen Arthur W. Hill, Ann. of Bot., Vol. XV, 1901, S. 575 und Vol. XXII, 1908, S. 245.

Es treten uns außerdem die stärkeführenden Zellen entgegen. Diese sind noch kürzer als die Kristallzellen, liegen in Fäden übereinander, sind auch einzeln oder in längerer Reihe den kristallführenden Zellen eingeschaltet. Sie schwellen später sehr bedeutend an.

Die Markstrahlen lassen sich aus dem Holz in den Bast leicht verfolgen; sie erfahren dabei eine charakteristische Veränderung (Fig. 46). Um diese besser feststellen zu können, untersuchen wir einige unserer radialen Längsschnitte in Jodglyzerin. Jene Zellreihen, die im Holzkörper tracheidal entwickelt sind, setzen sich im Bast größtenteils in eiweißhaltigen Zellen (*em*) fort. Diese eiweißhaltigen Zellreihen der Markstrahlen zeichnen sich dort durch größere Höhe und geringere Länge aus und schmiegen sich den Siebröhren an, mit welchen sie durch Siebtüpfel verbunden sind. Dort wo die Siebröhren im Baste außer Funktion treten, büßen auch die eiweißhaltigen Markstrahlzellen ihren Inhalt ein und werden zerdrückt. Hieraus geht hervor, daß diese eiweißhaltigen Markstrahlzellen die Funktion der Geleitzellen bei der Kiefer vollziehen. Sie sind stärkefrei, während die stärkehaltigen, sowie ein Teil der tracheidalen Markstrahlzellreihen des Holzkörpers, sich in stärkehaltige Markstrahlzellreihen (*sm*[1]) des Bastes fortsetzen. Nicht dem Baste aller Koniferen kommen eiweißhaltige Zellreihen in den Markstrahlen zu, es können an ihrer Stelle eiweißhaltige Zellreihen im Bastparenchym ausgebildet sein. Auch bei der Kiefer treten die eiweißhaltigen Markstrahlzellen erst im sekundären Zuwachs auf.

Die tangentialen Längsschnitte, die wir ebenfalls aus Alkoholmaterial herstellen, müssen mindestens an zwei Stellen ausgeführt werden, nämlich einmal im Holz und einmal im Bast. Der im Holz geführte Schnitt zeigt uns die Tracheiden mit ihren einseitig zugeschärften Enden. Die durchgeschnittenen Hoftüpfel sehen jetzt so wie im Querschnitt aus (Fig. 43 *B*, *t*). — Die quer durchschnittenen Markstrahlen weisen einen spindelförmigen Umriß (*tm*, *sm*, Fig. 48) auf, weil ihre Zellen an beiden Enden schmäler werden. Die niedrigsten Markstrahlen sind etwa dreizellig, die meisten etwa achtzellig, doch kann ihre Höhe bis auf etwa 20 Zellen steigen. Die niedrigsten sind stets einschichtig, die höheren können in der Mitte mehrschichtig werden; die letzteren weisen den Harzgang, der sich jetzt quer durchschnitten zeigt, auf. Man kann auch an dem tangentialen Längsschnitt die tracheidalen Elemente des Markstrahls (Fig. 48, *tm*) von den protoplasmahaltigen (*sm*) unschwer unterscheiden; weniger leicht ist es festzustellen, daß der Markstrahl an seinen beiden Seiten von kleinen, seinem Längsverlauf folgenden Interzellularen begleitet wird. Diese folgen fast ausschließlich den mit protoplasmatischem Inhalt versehenen Zellen des Markstrahls, nicht den tracheidalen. Durch Vermittlung dieser Interzellularen, die sich von der Peripherie des Stammes durch das Cambium in den Holzkörper fortsetzen, wird der für die lebendigen Elemente nötige Gasaustausch mit der umgebenden Atmosphäre unterhalten. An Schnitten durch frisches Material sind diese Interzellularen mit Luft erfüllt, erscheinen demgemäß schwarz und fallen mehr auf. Am Alkoholmaterial hat der Alkohol die Luft verdrängt. — Durch den Bast muß eine größere Zahl aufeinander folgender tangentialer Längsschnitte, bis der Holzkörper erreicht ist, geführt werden. Diese Schnitte durchmustern wir bei schwacher Vergrößerung, und suchen für eingehendere Betrachtung solche aus, welche noch tätige Siebröhren enthalten. Hierbei können wir uns an den Kallusplatten orientieren, die, selbst ohne Tinktion, uns als stark lichtbrechende, den

Zellwänden anliegende Polster auffallen. Am besten läßt sich der durchschnittene Siebtüpfel nach Anilinblaufärbung, S. 85, studieren. Das Bild des Siebtüpfels ist das nämliche wie im Querschnitt, doch die Zahl der getroffenen Siebtüpfel jetzt weit größer und daher eine günstige Ansicht leichter zu erlangen. Man wird sie wohl am schnellsten an den Rändern des Schnittes finden. Die Siebtüpfel (Fig. 49 *A*) zeigen sich

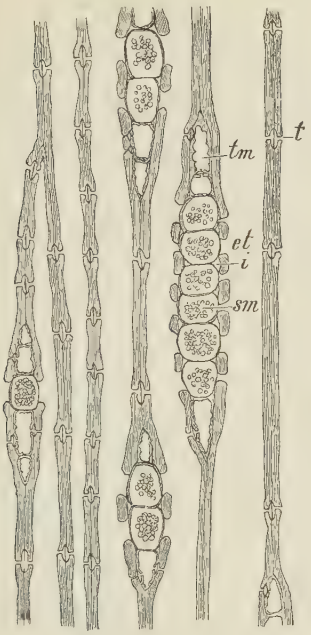



Fig. 48.

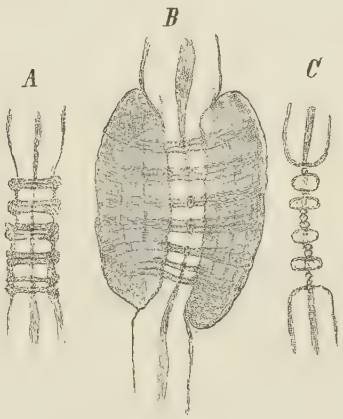



Fig. 49.

Fig. 48. Tangentialer Längsschnitt durch das Spätholz der Kiefer. *t* Hoftüpfel, *tm* tracheidale, *sm* stärkeführende Markstrahlzellen, *et* einseitig behöfte Tüpfel, *i* Interzellularen am Markstrahl. Vergr. 240.

Fig. 49. Wandteile der Siebröhren der Kiefer nach Anilinblau-Färbung. *A* noch ohne Kallusplatte, *B* mit dieser, *C* nach ihrer Auflösung. Vergr. 1500.

uns im Profil, innerhalb der radialen Siebröhrenwände. Sie sind von Gruppen sehr feiner in je einem gemeinsamen Kallus streng verlaufender Schleimfäden durchsetzt. An der Stelle, wo sie die Mittellamelle durchsetzen, weist diese knötchenförmige Anschwellungen auf. — Die die Siebtüpfel deckenden Kallusplatten treten mit leuchtend blauer Farbe hervor (*B*). Mit zunehmender Ausbildung vollziehen sie den Verschluß der Siebporen; dann werden sie und der Inhalt der Siebfelder gelöst (*C*).

# XI. Abschnitt.

## Bau des Lindenstammes.

### Untersuchungsmaterial.

Zweige, 5 *mm* dick, frisch; so auch dickere Stammstücke frisch. — Stücke aus einem möglichst starken Stamm, vom Holzkörper bis zur Oberfläche reichend, in Alkohol aufbewahrt, dann für die Untersuchung durch Einlegen in gleiche Teile von Alkohol und Glyzerin vorbereitet.

### Reagentien, Farbstoffe.

Jodglyzerin. — Chlorsaures Kali. — Salpetersäure. — Chromsäure.

Als nächstes Untersuchungsobjekt wählen wir die Linde (Tilia parvifolia) aus. Der Querschnitt durch einen etwa vierjährigen Zweig zeigt uns bei Lupenbetrachtung (Fig. 50) die das Mark (*m*) umgebenden Jahresringe mit deutlich markierten Jahresgrenzen (*g*), den Cambiumring (*c*), der den Holzkörper vom Bast (*cr*) trennt, die primären (*pm*) und sekundären (*sm*) Markstrahlen, welche den Holzkörper und Bast radial durchsetzen, die erweiterten Enden der primären Markstrahlen (*pm'*) zwischen den Baststrängen und in der Umgebung dieser die primäre Rinde (*pr*). Bei stärkerer Vergrößerung sehen wir an demselben Querschnitt im Mark große lufthaltige Zellen, die um andere kleine, mit feinkörnigem, braunem, Inhalte erfüllte, rosettenförmig gruppiert sind. In den äußeren Teilen des Markes liegen Gummibehälter, welche Höhlungen in dem parenchymatischen Gewebe bilden, doch bereits inhaltsleer sind. An seinem äußersten Rande ist das Mark kleinzellig, die Zellen mit feinkörnigem Inhalt erfüllt. In dieses kleinzellige Gewebe ragen die primären Vasalteile der Gefäßbündel hinein. Ihre abrollbaren Schraubentracheiden fallen vermöge ihrer hier und da hervortretenden Verdickungsbänder schon im Querschnitt auf. Wir zählen die Jahresringe ab, die in aufeinander folgenden Jahren sehr verschieden stark sein können. In einem jeden Jahresringe werden zunächst weite Gefäße in großer Zahl erzeugt, und sie sind es, die vor allem die Jahresgrenze markieren. Weiterhin entstehen die weiten Gefäße nur vereinzelt oder in vereinzelten Gruppen; in den letzten Phasen der Vegetation bildet das Cambium nur englumige Elemente. Jenseits des Cambium sieht man die sich keilförmig nach außen zuspitzenden Bastteile. In ihnen ist eine Abwechslung tangential orientierter weißer und dunkler Streifen festzustellen. Die glänzend weißen Streifen werden von den

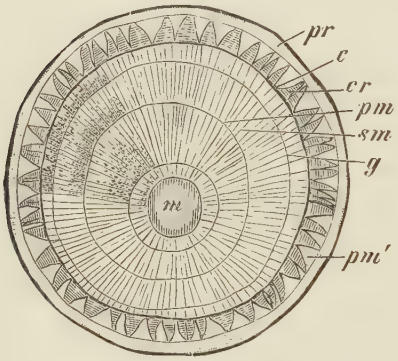



Fig. 50. Querschnitt durch einen im vierten Jahre stehenden Zweig der kleinblättrigen Linde (Tilia parvifolia). *pr* primäre Rinde, *c* Cambiumring, *cr* Bast, *pm* primäre Markstrahlen, *pm'* äußeres erweitertes Ende eines primären Markstrahls, *sm* sekundärer Markstrahl, *g* Jahresgrenze. Vergr. 6.

zahlreichen, fest zusammengefügten Bastfasern gebildet, deren Wände so stark verdickt sind, daß ihr Lumen nur noch als schwarzer Punkt erscheint. Diese Streifen zeigen unregelmäßige Umrisse, können auch wohl stellenweise unterbrochen sein. Die dunkleren Streifen zwischen ihnen bestehen aus englumerigen, sich vornehmlich an die Bastfasern anlehnenden, stärkeführenden Bastparenchymzellen und aus weitlumigen Siebröhren, die von engen Geleitzellen begleitet werden. Man wird ungefähr doppelt soviel sekundäre Bastfaserstreifen zählen können, als Jahresringe im Holz vertreten sind, denn es entstehen, die beiden ersten Jahre ausgenommen, zwei Blattfaserstreifen annähernd regelmäßig in jedem Jahr. Die primären Markstrahlen im Holzkörper sind meist zwei, hin und wieder auch mehr Zellagen stark; die sekundären Markstrahlen nur eine Zellage. Sie lassen sich durch das Cambium bis zur primären Rinde, beziehungsweise bis in den Bast hinein verfolgen. Die Enden der primären Markstrahlen erweitern sich dort keilförmig und trennen die einzelnen Baststränge. Den Zentralzylinder umgibt die lebhaft grüne, primäre Rinde. In den äußeren Teilen der Markstrahlen und in der primären Rinde fallen zahlreiche Kristalldrüsen auf. Es folgen nach außen die chlorophyllhaltigen, an ihren weißen, besonders in den Ecken stark verdickten Wänden leicht kenntlichen Kollenchymzellen. Die Oberfläche des Stammes wird endlich von einem regelmäßig entwickelten Periderm eingenommen, dessen flache Zellen ihrem Alter entsprechend, also von innen nach außen, brauner werden.

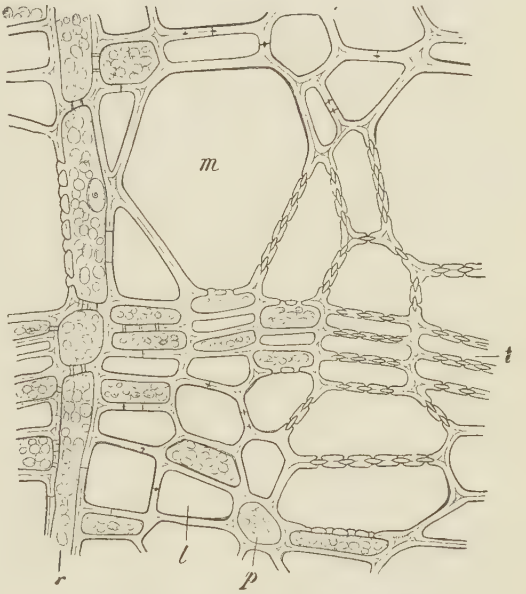



Fig. 51. Querschnitt durch das Holz von Tilia parvifolia (Alkoholmaterial). *m* ein weites Tüpfelgefäß, *t* Tracheiden, *l* Holzfaser, *p* Holzparenchym, *r* Markstrahl. Vergr. 540.

Für ein näheres Studium des Holz- und Bastkörpers empfiehlt es sich wieder, in Alkohol eingelegte Stücke aus einem möglichst dicken Stamme zu benutzen. Auch diese Stücke tun wir gut tags zuvor in ein Gemisch gleicher Teile Alkohol und Glyzerin einzulegen. Wir untersuchen sie in Jodglyzerin. Wir finden alle Elemente wesentlich größer als in den dünnen Zweigen. Das Holz der Linde besteht aus Gefäßen, Tracheiden, Holzfasern und Holzparenchym (Fig. 51). Die Gefäße sind durch die Größe ihres Durchmessers ausgezeichnet (*m*). Sie wie auch die Tracheiden (*t*) zeigen, soweit sie an andere Gefäße und Tracheiden stoßen, doppelt behöfte Tüpfel. Die Holzfasern (*l*) fallen durch ihre sehr spärliche und äußerst feine Tüpfelung auf. Von allen diesen Elementen unterscheiden sich die Holzparenchymzellen (*p*) durch

ihren protoplasmatischen Inhalt, beziehungsweise auch die Stärkekörner, die sie führen. — Im Bast (Fig. 52) treten besonders die Bastfasern (*l*) vor; an diese grenzen Bastparenchymzellen (*p*), die meist reichliche Stärke, an der Innenseite der Bastfasern aber Kristalle enthalten, und dann folgen die weitlumigen Siebröhren (*v*) mit ihren Geleitzellen (*c*). Diese Geleitzellen werden meist in Einzahl von einer Seitenkante der Siebröhre abgeschnitten. Man stellt fest, daß sie für gewöhnlich an eine Bastparenchymzelle oder eine Markstrahlzelle stoßen. Wo der Schnitt eine Siebplatte (*v**) getroffen hat, fällt sie durch ihre starke Lichtbrechung, ihre Siebporen und ihre gelbbraune Jodfärbung auf. Auch bei Tilia konstatieren wir, daß in einiger Entfernung vom Cambium die Siebröhren und Geleitzellen sich entleeren.

Fig. 52. Querschnitt durch den Bast von Tilia parvifolia (Alkoholmaterial). *v* Siebröhren, bei *v** eine Siebplatte getroffen, *c* Geleitzelle, *p* Bastparenchym, *k* kristallführende Zelle, *l* Bastfasern, *r* Markstrahl. Vergr. 540.

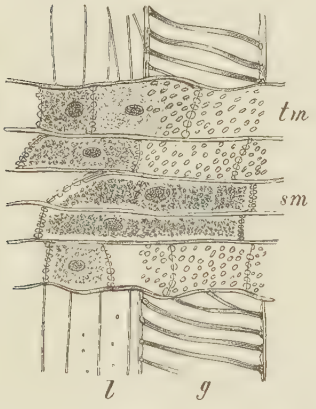



Fig. 53. Kleines Stück eines radialen Längsschnittes aus dem Holz von Tilia parvifolia mit einem kleinen Markstrahl. *g* Gefäß, *l* Holzfasern, *tm* mit den Wasserbahnen durch Tüpfel verbundene Markstrahlzellen, *sm* leitende Markstrahlzellen. Vergr. 240.

An dem radialen Längsschnitt, den wir ebenfalls in Jodglyzerin untersuchen, bemerken wir zunächst die Gefäße und Tracheiden, die außer den Hoftüpfeln an ihren Wänden, als innerste Verdickungsschicht, auch noch dünne Schraubenbänder besitzen. Gefäße und Tracheiden sind durch alle Zwischenformen verbunden, und nur das Verhalten ihrer Terminalwände, ob von einer runden Öffnung durchbrochen oder durch Hoftüpfel geschlossen, entscheidet darüber, ob wir es mit einem Gefäß oder mit einer Tracheide zu tun haben. Die Hauptmasse des Holzes bilden die langen, an den Enden zugespitzten Holzfasern, deren Wände mit kleinen, links aufsteigenden, spaltenförmigen Tüpfeln versehen sind. Wie die Gefäße und Tracheiden, sind auch die Holzfasern ohne protoplasmatischen Inhalt. Während aber Gefäße und Tracheiden die Wasserleitung besorgen, enthalten die Holzfasern im frisch untersuchten Holze Luft, und dienen nur dazu, die mechanische

Festigkeit des Holzkörpers zu erhöhen. Die Holzparenchymzellen folgen in unterbrochenen Zügen aufeinander. Sie sind kurz, durch einfach getüpfelte Wände getrennt, mit protoplasmatischem Inhalt und meist auch mit Stärke erfüllt. — Die quer zu diesen Elementen des Holzkörpers verlaufenden Markstrahlen (Fig. 53) zeigen sich verschieden stark ausgebildet. Die Ränder dieser Markstrahlen sind meist von kürzeren oder höheren Zellen (*tm*) eingenommen, und man stellt fest, daß es diese allein sind, die durch große, zahlreiche Tüpfel mit den Gefäßen zusammenhängen. Einschichtige Markstrahlen können von höheren Zellen ausschließlich gebildet sein. Die mit den Gefäßen durch Tüpfel verbundenen Markstrahlzellen fallen durch Stärkearmut auf. — Im Bast bemerken wir vor allem die sehr langen, glänzenden Bastfasern; wir finden die stärkeführenden, auch die kristallführenden Bastparenchymzellen wieder; dann die Siebröhren, deren tangential geneigte Siebplatten durch Streifen in einzelne Siebtüpfel zerlegt sind. Die schmalen Geleitzellen zeichnen sich durch ihren reichen Inhalt aus. — Jenseits des Bastkörpers tritt uns das Kollenchym mit den weiß verdickten Ecken entgegen, sowie die Korkzellen, deren Längsschnitt genau ihrem Querschnitt gleicht.

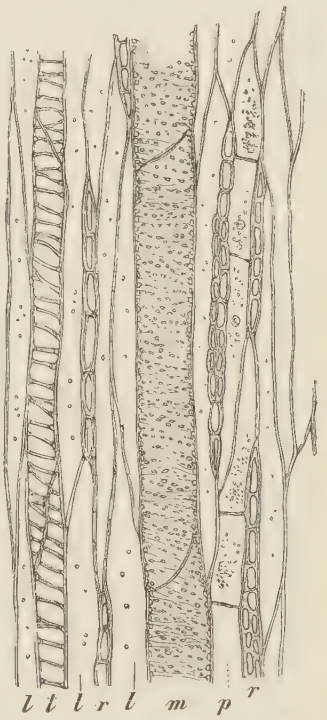



Fig. 54. Tangentialer Längsschnitt aus dem Holze von Tilia parvifolia. *m* Tüpfelgefäß, *t* mit Schraubenbändern versehene Tracheiden, *p* Holzparenchym, *l* Holzfaser, *r* Markstrahlen. Vergr. 160.

Der tangentiale Längsschnitt durch den Holzkörper (Fig. 54) führt uns die nämlichen Elemente vor wie der radiale, die Markstrahlen entsprechend durchschnitten. Letztere erscheinen jetzt spindelförmig (*r*), sehr ungleich hoch, in ihrer ganzen Höhe einschichtig, oder auch in ihrer Mitte mehrschichtig. Die Interzellularen fehlen zu den Seiten einschichtiger Markstrahlen fast vollständig; in den mehrschichtigen sind sie nur zwischen den inneren Zellreihen ausgebildet. — Der tangentiale Längsschnitt im Bast weist in betreff der Markstrahlen dieselben Verhältnisse auf, kann außerdem, ebenso wie der tangentiale Längsschnitt durch den Holzkörper, dazu dienen, uns den geschlängelten Verlauf der Elemente, die den Markstrahlen ausweichen müssen, zu zeigen.

Wir wollen auch versuchen, die den Lindenstamm aufbauenden Elemente durch Mazeration voneinander zu trennen. Das gebräuchlichste Mazerationsverfahren ist das sog. Schulzesche, mit chlorsaurem Kali und mit Salpetersäure, das aber nicht in demselben Raum, in welchem die Instrumente stehen, ausgeführt werden darf, da die sich entwickelnden Dämpfe diesen schaden. Wir übergießen in einem weiten Reagenzglase einige Stückchen chlorsauren Kalis mit so viel Salpetersäure, daß diese bedeckt werden, legen dann ziemlich dicke, radiale Längsschnitte aus dem Lindenstamm hinein und erwärmen über einer Flamme, bis lebhafte Gasentwicklung eintritt. Dann lassen wir das

Reagens noch einige Minuten einwirken und gießen alles zusammen in eine große Schale mit Wasser. Aus dieser werden die Schnitte vorsichtig mit einem Glasstab herausgefischt, in ein anderes Gefäß mit Wasser übertragen und aus diesem endlich auf den Objektträger in einen Wassertropfen gebracht. Der Schnitt wird dort mit Nadeln in der Längsrichtung zerfasert, was nach richtiger Mazeration sehr leicht gelingt. Man findet alsdann isoliert die Elemente wieder, die man zuvor im Zusammenhang sah. Sie sind meist gut erhalten, ihrer Holzstoffe aber beraubt, so daß sie nach Zusatz von Chlorzinkjodlösung sich violett färben.

Statt mit chlorsaurem Kali und Salpetersäure lassen sich die Schnitte auch mit Chromsäure mazerieren. Man nimmt dazu eine konzentrierte wässerige Lösung und läßt sie nur ganz kurz, eventuell nur eine halbe Minute einwirken und wäscht dann mit viel Wasser aus. Die Schnitte dürfen nicht zu dick sein, sonst lassen sie sich nach der Behandlung nicht gut zerteilen. Dieses Verfahren steht überhaupt dem ersteren bedeutend nach.

Fig. 55. Tilia parvifolia. Durch Mazeration isolierte Elemente aus dem Holz und Bast. *A* und *B* Holzfasern (Libriform), *C* Holzparenchym, *D* und *E* Tracheiden, *F* Gefäßglied, *G* Bastfaser. Vergr. 180.

In solchen Mazerationspräparaten treten uns vor allem massenhaft die Holzfasern entgegen (Fig. 55 *A*, *B*). Die Quellung der Wände bewirkt jetzt, daß ihre Tüpfel noch winziger erscheinen; sie steigen schräg

spaltenförmig auf. Die kurzen Parenchymzellen, an ihrem Inhalte kenntlich, voneinander völlig getrennt, oder, ihrem Ursprung aus einer Cambiumzelle entsprechend, zu kurzen Fäden verbunden (*C*), liegen zwischen den Holzfasern zerstreut. Wir finden weiter, in geringerer Anzahl, mit Schraubenbändern versehene Tracheiden, in ihrem Umriß mehr den Holzfasern (*E*), oder mehr den Gefäßen (*D*) sich nähernd; endlich die Gefäße, im Abschnitte getrennt (*F*), oder längere Röhren bildend. Auch fallen uns in dem Präparate die sehr langen, mit äußerst engem Lumen versehenen Bastfasern (*G*) auf.

---

# XII. Abschnitt.

## Zentralzylinder und sekundäres Dickenwachstum der Wurzel.

### Untersuchungsmaterial.

Ausgewachsene Wurzeln von Allium Cepa frisch oder in Alkohol, eventuell an deren Stelle ebensolches Material von Hyacinthus orientalis. — Wurzeln von Acorus Calamus frisch oder in Alkohol. — Ebensolches Material von Iris florentina. — Eventuell auch junge und ältere Wurzeln von Taxus baccata und Dracaena, frisch oder in Alkohol.

### Reagentien. Farbstoffe.

Konzentrierte Schwefelsäure. — Kalilauge. — Anilinblau.

Mit dem Bau des Zentralzylinders der Wurzeln machen wir uns zunächst an den Wurzeln von Allium Cepa, der Gartenzwiebel, bekannt. Man kann sich hier reichliches Untersuchungsmaterial jederzeit schaffen, indem man die Zwiebeln in Wasser, in sogenannten Hyazinthengläsern, austreiben läßt. Die Fig. 56 zeigt uns einen Querschnitt aus der Basis einer so erhaltenen, kräftigen Adventivwurzel. Die Epidermis und die sehr starke primäre Rinde sind in der Zeichnung weggelassen, doch sieht man von letzterer noch die an die „Endodermis“ grenzenden Zellen (*c*). Die Endodermis (Kernscheide) (*e*) zeigt in charakteristischer Weise an ihren radialen Wänden einen schwarzen Schatten. Dieser Schatten wird durch die welligen Biegungen eines mittleren verkorkten Membranstreifens hervorgerufen. Eine solche Endodermis ist stets einschichtig; sie geht fast überall aus der innersten Rindenschicht hervor. In alten Wurzelteilen erhält sie hier eine **U**-förmige Verdickung. Die Mitte des Zentralzylinders nehmen weite Treppengefäße (*sc*) ein. Ist die Wurzel nicht alt genug, so findet man die zentralen, ja vielleicht auch die anstoßenden Gefäße dünnwandig, nicht fertig ausgebildet. An die zentralen, respektive an ein zentrales Gefäß, stoßen fast immer sechs engere Treppengefäße (*sc*×) an; auf letztere folgt je eine Gruppe ganz enger Schrauben- und Ringgefäßtracheiden (*sp*, *sp*+*a*). Die Weite dieser Elemente nimmt also von innen nach außen ab, womit ein entgegengesetztes Verhalten als im Stamm gegeben ist. Es liegt eine Drehung der Gefäßteile um 180° vor. — Die Gefäßteile sind in diesem Falle zu einem sechsstrahligen Stern angeordnet, der Zentralzylinder wird dann als hexarch bezeichnet. Mit diesen Gefäßteilen wechseln die Siebteile (*v*) ab. Letzteres Verhalten gilt für die Zentralzylinder der Wurzeln ganz allgemein. Gefäßteile und Siebteile werden durch

je eine Schicht parenchymatischer Grundgewebszellen seitlich voneinander getrennt. Die Siebteile sind an den weißen, glänzenden Wänden ihrer Zellen kenntlich; sie bestehen aus einigen Siebröhren und Geleitzellen, welche letzteren sich im Querschnitt aber nicht sicher von den Siebröhren unterscheiden lassen. Von der Endodermis sind die Gefäße und die Siebteile durch eine einfache Zellschicht, Pericykel (früher Pericambium genannt) (*p*), getrennt. In konzentrierter Schwefelsäure wird der ganze Querschnitt gelöst, mit Ausnahme der Epidermis, der an sie grenzenden Zellage, außerdem der Endodermis und der Gefäße und Gefäßtracheiden. Die Verdickungen der letzteren haben sich schön gelb gefärbt. Die Endodermis, die sich während der Einwirkung der

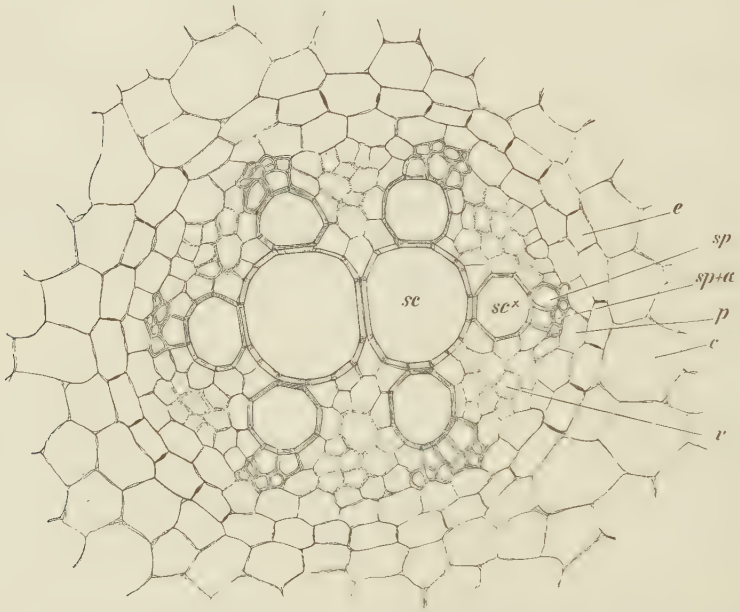



Fig. 56. Querschnitt aus der Basis einer kräftigen Adventivwurzel von Allium Cepa *c* Rinde, *e* Endodermis, *p* Pericykel, *a* Ringtracheiden, *sp* Schraubentracheiden *sc* und *sc*× Treppengefäße, *v* Siebteil. Vergr. 240.

Schwefelsäure wohl zum Teil umlegt, zeigt das mittlere Band an ihren radialen Wänden deutlich unduliert. Aber auch in der äußersten, an die Epidermis grenzenden Rindenschicht, ist eine ähnliche Erscheinung zu beobachten, und wir können uns überzeugen, daß im unversehrten Präparat auch dort die radialen Wände einen schwarzen Schatten werfen. Die betreffenden Zellen sind auch fest untereinander verbunden und bilden somit eine Art äußerer Endodermis, die auch Ektodermis genannt worden ist. — Der Längsschnitt führt uns die Gefäße und Tracheiden samt ihren Verdickungen vor, und mit Anilinblau kann man auch leicht die sich himmelblau färbenden Siebplatten der Siebröhren sichtbar machen. Von den Siebröhren sind jetzt deren Geleitzellen an reichlicherem Inhalt und geringerer Länge zu unterscheiden. Die Wellung des mittleren Bandes der radialen Wände an der Endodermis sieht, von der Fläche betrachtet, fast wie eine leiterförmige Verdickung aus.

Zur weiteren Orientierung diene eine Wurzel von Acorus Calamus. Der Querschnitt durch einen ausgewachsenen Wurzelteil (Fig. 57) zeigt, daß hier die Vasalteile (*s*) im Innern des Gefäßbündelzylinders nicht zusammenstoßen; sie sind vielmehr meist in Achtzahl im Umkreis angeordnet, während die Mitte von Markgewebe erfüllt ist. Die weiten Gefäße liegen, wie bei Allium nach dem Innern zu, die engen Tracheiden nach der Peripherie. Die Siebteile (*v*) wechseln gewohntermaßen mit den Vasalteilen ab. Beide werden seitlich voneinander durch eine einfache bis doppelte Lage parenchymatischer Grundgewebszellen und nach außen, von der Endodermis (*e*), durch einen einschichtigen Pericykel (*p*) getrennt. Die Endodermis besteht aus flachen, dünnwandigen Zellen. Die Endodermis, der Pericykel und alles übrige Grundgewebe im Gefäßbündelzylinder sind meist dicht mit Stärke erfüllt; daher zeichnen

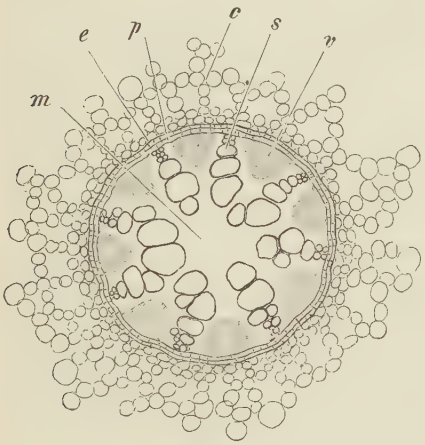



Fig. 57.

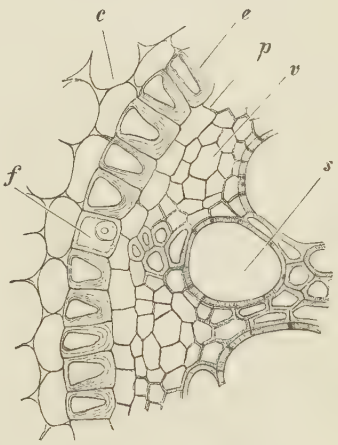



Fig. 58.

Fig. 57. Querschnitt durch die Wurzel von Acorus Calamus. *m* Mark, *s* Gefäßteile, *v* Siebteile, *p* Pericykel, *e* Endodermis, *c* Rinde. Vergr. 90.

Fig. 58. Teil eines Querschnittes durch die Wurzel von Iris florentina. *e* Endodermis, *p* Pericykel, *f* Durchlaßzelle, *v* Siebteil, *s* Gefäß im Gefäßteil, *c* Rinde. Vergr. 240.

sich die stärkelosen Siebteile besonders hell im Bilde. Die Zellen der inneren Rinde werden in einschichtigen Lagen durch zahlreiche Luftkanäle getrennt. In der Peripherie rücken die Rindenzellen zu einem festen, mehrere Zellschichten starken Gewebe zusammen. Die äußerste, hypodermale Rindenlage besteht aus radial gestreckten Zellen und bildet auch hier wie an anderen Wurzeln eine Ektodermis, welche persistiert, während die Epidermis selbst abstirbt und zerstört wird. Die Zellen der Ektodermis führen Harz. Durch das verkorkte Band an den radialen Wänden der Endodermis wird der Zentralzylinder der Wurzel lückenlos gegen die Interzellularen der Rinde abgeschlossen. Damit aber der Wasseraustausch zwischen Rinde und Zentralzylinder möglich bleibe, sind die tangential gestellten Wände der Endodermis auch hier unverdickt.

Mit annähernd gleichem Erfolge, wie die vorhergehenden, können auch Wurzeln von Hyacinthus orientalis, wie sie leicht in Hyazinthengläsern zu erhalten sind, untersucht werden.

Ein Querschnitt durch die Wurzel von Iris florentina zeigt im axilen Gefäßbündelzylinder die größte Übereinstimmung mit Acorus, dahingegen ist die Endodermis anders gebaut (Fig. 58). Ihre Zellen (*e*) sind einseitig, und zwar auf der inneren Seite **U**-förmig verdickt, die Verdickungsmassen schön geschichtet. An einzelnen Stellen fällt eine unverdickte Zelle auf und es ist festzustellen, daß, soweit vorhanden, eine solche Zelle (*f*) stets vor einem Gefäßstrahl liegt. Diese Zellen werden Durchlaßzellen genannt, sie sind permeabel, unterhalten die Verbindung mit der umgebenden Rinde (*c*). In konzentrierter Schwefelsäure quellen die Verdickungsschichten der Endodermis und werden gelöst, nur die verholzten Mittellamellen, eine zarte Hülle um die Endodermiszellen und auch um die Durchlaßzellen bildend, bleiben erhalten. So werden auch die Mittellamellen zwischen den Gefäßen und im Mark nicht gelöst und bilden ein zartes, braungelbes Netzwerk. — Ein tangentialer Längsschnitt, der die Endodermis streift, lehrt uns, daß die vor den Holzteilen liegenden Längsstreifen derselben abwechselnd aus langen, verdickten und kurzen unverdickten, inhaltsreichen Durchlaßzellen bestehen. Hin und wieder folgen auch zwei kurze Durchlaßzellen aufeinander.

Solche Gewächse, welche einen sekundären Zuwachs im Stamme besitzen, weisen diesen auch in der Wurzel auf. Bei Gymnospermen und Dikotylen wird mit beginnendem Dickenwachstum Cambium zunächst an der Innenseite der Siebteile angelegt. Dann weiten sich die Cambiumstreifen seitlich aus und schließen vor den Gefäßteilen zusammen. Das Cambium beschreibt somit zunächst eine wellige Linie, die sich, nachdem die Holzbildung nach innen und die Bastbildung nach außen eine Zeitlang anhielt, zu einem Kreise abrundet. In den mit Dickenzuwachs begabten Wurzeln der Monokotylen wird ein Cambiumring außerhalb der Gefäß- und Siebteile im Pericykel angelegt. Als Untersuchungsobjekt empfiehlt sich für die erste Art des Wurzelzuwachses Taxus baccata, für die zweite eine Dracaena-Art.

---

# XIII. Abschnitt.

## Die Gefäßbündel der Pteridophyten.

**Untersuchungsmaterial.**

Junge Blattstiele und junge Rhizome von Pteris aquilina frisch oder in Alkohol. — Stengelteile von Lycopodium complanatum oder einer anderen Lycopodium-Art, frisch oder in Alkohol.

**Reagentien, Farbstoffe.**

Glyzerin. — Safranin. — Anilinblau.

Wir wollen uns jetzt mit dem Bau der „konzentrischen" Gefäßbündel im Stamm und in den Blättern der Gefäßkryptogamen bekannt machen.

Als Untersuchungsobjekt wählen wir Pteris aquilina aus. Hier ist das Verständnis des Gefäßbündelbaues mit am leichtesten zu gewinnen, wenn auch das Objekt sich, wegen der zahlreichen Sklerenchymfasern im Grundgewebe, nicht eben leicht schneiden läßt. Am besten gelingen Schnitte durch das Rhizom dicht unter seinem Vegetationspunkte,

oder durch den Stiel noch junger Blätter. Die Gefäßbündel wird man in solchen Schnitten schon fertig entwickelt finden, während die charakteristischen Verdickungen des Grundgewebes noch fehlen. Der Bau der Gefäßbündel gleicht sich im Rhizom wie im Blattstiel, und soll zur Orientierung die Fig. 59 dienen, die aus der Basis eines Blattstieles stammt. Freilich mußte, der Raumverhältnisse wegen, ein kleineres Gefäßbündel zur Darstellung gewählt werden; doch ließen sich alle in seinen Bau eingehenden Elemente hinreichend bequem in dem Bilde vorführen. Zunächst fallen die großen, behöft getüpfelten Treppen-

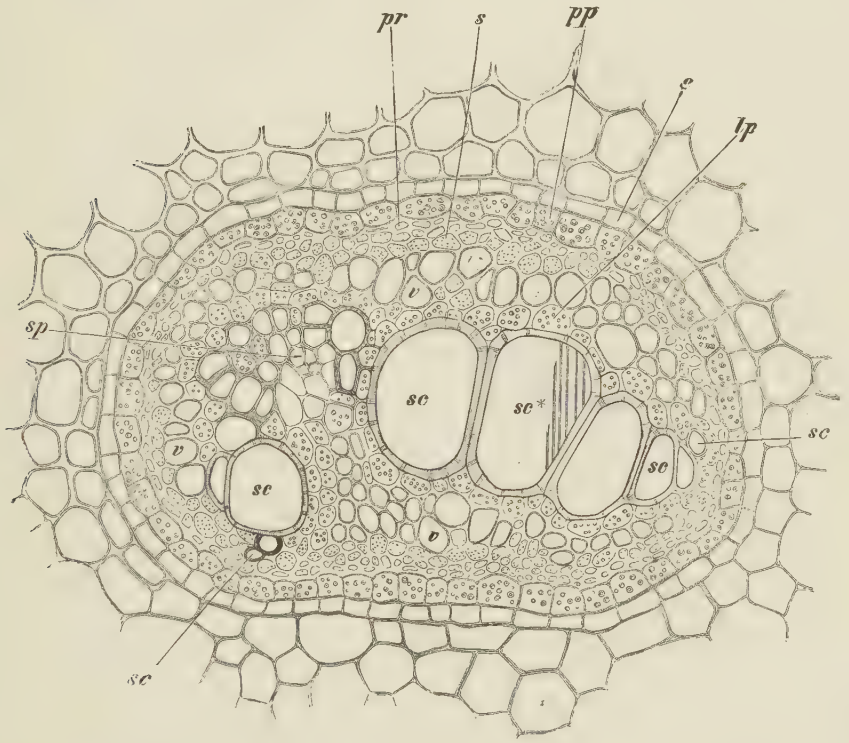



Fig. 59. Querschnitt durch ein konzentrisches Gefäßbündel aus dem Blattstiel von Pteris aquilina. *sc* Treppengefäße, *sp* Vasalprimanen (Schraubentracheiden) im Treppengefäß, *sc** Stück einer leiterförmig durchbrochenen Querwand, *lp* Vasalparenchym, *v* Siebröhren, *s* Cribralparenchym, *pr* Cribralprimanen, *pp* Stärkeschicht, *e* Endodermis. Vergr. 240.

gefäße (*sc*) in die Augen. Sie grenzen zum großen Teile direkt aneinander und werden gemeinsam von stärkehaltigen Vasalparenchymzellen umgeben. An einer Stelle in dem abgebildeten Gefäßbündel, auch wohl an mehreren Stellen größerer Bündel, liegen einige treppenförmig und schraubenförmig verdickte, zum Teil desorganisierte Vasalprimanen (*sp*). An das Vasalparenchym grenzen im Umkreis die weitlumigeren Siebröhren (*v*). Auf diese folgen eiweißhaltige Cribralparenchymzellen (*s*). In deren Umkreis erkennt man stellenweise gequollene Cribralprimanen (*pr*). Alle diese Gewebe werden umfaßt von einer einschichtigen Lage stärkehaltiger Zellen (*pp*), auf welche eine inhaltsarme, mit den schwarzen Schatten an den radialen Wänden versehene Endodermis (*e*) folgt. Die

Stärkeschicht und die Endodermis sind gleichen Ursprungs: sie gehen hier durch Teilung aus einer angrenzenden Zellschicht des Grundgewebes hervor[1]). Nicht selten wird der Schnitt die leiterförmig durchbrochene Scheidewand eines Gefäßes getroffen haben, die alsdenn so wie in unserer Figur (bei *sc**) aussieht. Sehr häufig zerreißen die Wände der Endodermiszellen beim Schneiden, wodurch das Gefäßbündel von dem umgebenden Grundgewebe getrennt wird. Die an die Endodermis grenzenden Zellen dieses Grundgewebes sind stellenweise stark verdickt und dann gelbbraun gefärbt. — Der Querschnitt durch das Rhizom zeigt unter der tiefbraunen Epidermis ein gebräuntes und kutinisiertes parenchymatisches Gewebe, das weiter nach innen farblos und stärkereich ist. Dieses stärkereiche Grundgewebe wird von den Gefäßbündeln und von rotbraunen Sklerenchymfasern durchsetzt. Letztere bilden zwischen den Gefäßbündeln Platten, welche mehr oder weniger parallel zu ihnen verlaufen. Die peripherisch liegenden Gefäßbündel werden an ihrer Außenseite, im unmittelbaren Anschluß an die Endodermis, von ebensolchen Sklerenchymfasern gestützt. — Im Innern des Blattstiels sind die Verhältnsse ähnlich; hinzu kommt dort noch ein hypodermaler Ring rotbrauner Sklerenchymfasern, der sich an die Epidermis lehnt. — Der Längsschnitt durch das Rhizom oder den Blattstiel führt uns vor allem die weiten Treppengefäße wieder vor. Ihre Endflächen sind stark geneigt, leiterförmig behöft getüpfelt, zum Teil durchbrochen. An den zwei Gefäße trennenden Seitenwänden ist jetzt auch leicht festzustellen, daß die quer gestreckten Tüpfel zweiseitig behöft sind: ihre Schließhaut besitzt einen verdickten Torus. An der Gefäßwand, welche an eine Holzparenchymzelle grenzt, ist hingegen der Hof nur einseitig, auf der Gefäßseite entwickelt, die Schließhaut ohne Torus. Der Längsschnitt hat meist die eine oder die andere Schraubentracheide getroffen und sind auch wohl an ihm die Siebplatten der Siebröhren, doch nur bei sorgfältigster Untersuchung, zu entdecken. Die Siebplatten können wir mit Hilfe von Anilinblau etwas deutlicher machen und feststellen, daß sie an den Enden der Siebröhrenglieder stark geneigt und durch Verdickungsleisten in zahlreiche Siebtüpfel geteilt sind. Außerdem tragen die Seitenwände der Siebröhren noch rundliche Siebfelder. Neben den Siebröhren erkennt man die eiweißreichen Cribralparenchymzellen; neben den Gefäßen die stärkeführenden, relativ kurzen Vasalparenchymzellen. Ähnlich wie letztere gestaltet sind die Zellen der peripherischen Stärkeschicht. Die rotbraunen, langen, zugespitzten Sklerenchymfasern des Grundgewebes zeigen feine Poren in ihren Wänden.

In relativ größerer Komplikation tritt uns der axile Zentralzylinder der Lycopodiumarten entgegen. Doch dürfte das Verständnis derselben uns nicht mehr allzu schwer fallen, nachdem wir die konzentrischen Gefäßbündel der Farne kennen gelernt haben. In der Tat liegt nämlich bei Lycopodium eine Verschmelzung zahlreicher, ähnlich wie bei Farnen gebauter konzentrischer Gefäßbündel zu einem axilen Strange vor. Wir wählen zur Untersuchung Lycopodium complanatum, doch könnte auch eine andere Lycopodiumspezies ebensogut von uns benutzt werden. Denn bei allen Arten von Lycopodium kehren die nämlichen Verhältnisse mit unwesentlichen Abweichungen wieder. Wir erleichtern uns in etwas die Aufgabe, indem wir die Querschnitte gleich mit wässeriger Safraninlösung färben. Zur Orientierung soll auch die nebenstehende Skizze

1) E. Strasburger, Bau und Verrichtung der Leitungsbahnen, S. 446.

(Fig. 60) dienen. — Wir finden somit am Querschnitt von Lycopodium complanatum zu äußerst die Epidermis (*ep*); dann die Rinde, deren Zellen zunächst weitlumig sind, aber nach innen zu an Weite ab-, an Dickwandigkeit zunehmen und so eine feste sklerenchymatische Scheide (*ve*) bilden. Die äußeren Rindenzellen haben sich mit Safranin mehr kirschrot, die inneren, stark verdickten, mehr rosenrot gefärbt. Die verdickten Elemente der Rinde hören plötzlich auf, und es folgen zwei bis drei Schichten tangential etwas gestreckter, lückenlos verbundener, polygonaler Zellen, die sich kirschrot gefärbt zeigen (*vi*). Weiter folgen mehrere Schichten ebenso weitlumiger, im Querschnitt isodiametrischer, öfters Stärke enthaltender Zellen, mit weißglänzenden, wie gequollenen Wänden (*pp*). Diese haben sich bei kurzer Einwirkung nicht, bei längerer orangerot gefärbt. Sie bilden die innersten Lagen der Rinde. Nunmehr fallen uns die schön kirschrot gefärbten Vasalstreifen auf. Sie bestehen aus unmittelbar aneinander schließenden, weiten Treppengefäßtracheiden (*sc*) und an ihren schmalen Kanten aus englumigen Vasalprimanen (*sp*). Echte Gefäße mit durchbrochenen Querwänden gehen den Lycopodiaceen ab; wenn wir trotzdem die von diesen Elementen gebildeten Streifen als Vasalteile bezeichnen, so ist es, um deren Gleichwertigkeit mit dem Gefäßteil der anderen Gefäßpflanzen zu betonen. Die Vasalstreifen erscheinen bei Lycopodium complanatum quer innerhalb des Zentralzylinders orientiert und laufen mehr oder weniger parallel zueinander. Sie sind auf der einen Seite etwas konkav, auf der anderen entsprechend konvex, und man kann feststellen, wenn man die natürliche Lage des am Boden hinkriechenden Stengels berücksichtigt, daß die Streifen der Bodenfläche parallel liegen und mit der konkaven Seite nach oben gekehrt sind. Die kleinen Gefäßbündel der Blätter setzen, nachdem sie in den Zentralzylinder getreten sind, an die Kanten der Vasalstreifen an. Die Vasalstreifen gehen nicht selten Anastomosen ein, wie dies beispielsweise an den unteren Streifen der beigefügten Skizze zu sehen ist. — In den aufrechten Stengeln von Lycopodium Selago stoßen die Vasalteile in der Mitte des Zentralzylinders zusammen und bilden einen Stern. — Die Vasalteile sind von einer einfachen Lage dünnwandiger, englumiger Zellen, die wir, wie bei den Farnen, als Vasalparenchymzellen bezeichnen können, umgeben. Mitten zwischen den von den Vasalteilen gebildeten Streifen liegen Zellen mit weißen, stark lichtbrechenden Wänden. Sie sind englumig, nur eine mittlere Reihe zeichnet

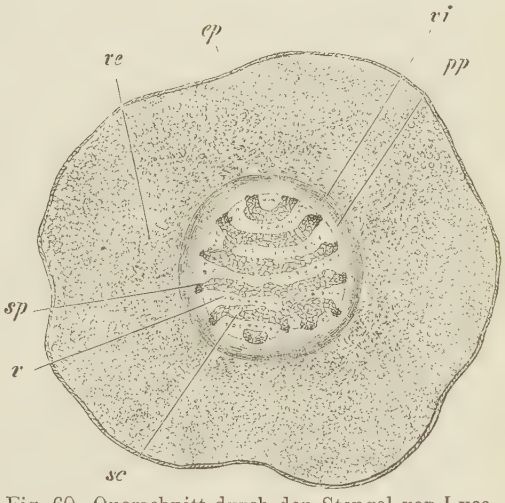



Fig. 60. Querschnitt durch den Stengel von Lycopodium complanatum. *ep* Epidermis, *ve* äußere Rindenscheide, *vi* innere Rindenscheide, *pp* innerste Rindenschichten, *sc* Treppengefäßtracheiden, *sp* Ring- und Schraubengefäßtracheiden, *v* Siebteile. Vergr. 26.

sich durch etwas weiteren Durchmesser aus. Sie bilden den Siebteil, die weitesten Elemente in ihm die Siebröhren (*z*). Bei besonders günstiger Safranintinktion erscheinen die Wände der Siebröhren rosenrot gefärbt, während die übrigen Elemente des Siebteils farblos blieben. An den Kanten dieser Siebröhrenstreifen zeichnen sich die Cribralprimanen durch ihre Englumigkeit aus. An der inneren Grenze der Rinde löst sich der Zentralzylinder leicht beim Schneiden ab. — Der Längsschnitt führt uns vor: zu äußerst die Epidermis, dann die schräg gegen dieselbe verlaufenden, weiten Rindenzellen; weiter die Sklerenchymfasern der äußeren Rindenscheide; hierauf die innere Rindenscheide aus gestrecktem Parenchym; die innersten Rindenschichten mit ihren weißen, dickeren Seitenwänden und schräg gestellten Querwänden; die Treppentracheiden und die engen, zum Teil sehr stark gedehnten Ring- und Schraubentracheiden, endlich auch die Elemente der Siebteile. Diese letzteren bestehen aus sehr langen Zellen, die mit mehr oder weniger schrägen Wänden aufeinander stoßen. Auch mit Hilfe von Anilinblau gelingt es hier nur sehr schwer, die relativ kleinen, schrägen Siebplatten nachzuweisen. Nur die weiteren Zellen im Siebteile sind Siebröhren, die viel zahlreicheren, engen, mit glänzend körnigem Inhalt erfüllten, stellen eiweißführendes Cribralparenchym dar.

# XIV. Abschnitt.

## Kork, Lentizellen.

### Untersuchungsmaterial.

Noch grüne, sowie grau werdende und braun gewordene Zweige von Sambucus nigra, frisch, eventuell in Alkohol. — Stücke älterer Zweige von Cytisus Laburnum. — Flaschenkork. — Stücke älterer Zweige von Ribes rubrum.

### Reagentien, Farbstoffe.

Frisch bereitete konzentrierte alkoholische Chlorophyllösung. — Chlorzinkjodlösung. — Konzentrierte Kalilauge. — Chlorsaures Kali und Salpetersäure.

Wir hatten bereits an verschiedenen Objekten Gelegenheit gehabt, uns mit der Anlage und mit dem Bau des Korkes bekannt zu machen; nichtsdestoweniger wollen wir noch einmal diesem Gegenstand unsere Aufmerksamkeit zuwenden, um einerseits die Lentizellen, andererseits den Bau der Korkzellwandung und deren Reaktion kennen zu lernen.

Querschnitte durch grüne Zweige von Sambucus nigra zeigen die um das weite, großzellige Mark im Kranz verteilten Gefäßbündel schon durch Interfaszikularcambium verbunden. Der Cambiumring hat auch bereits seine Tätigkeit begonnen und sowohl faszikular als auch interfaszikular sekundäres Holz und sekundären Bast erzeugt. Die primären Siebteile zeigen sich nach außen durch Sklerenchymfasern gestützt. Die Rinde ist 10 bis 15 Zellen stark. Die vorspringenden Kanten des Stengels haben eine starke hypodermale Kollenchymschicht aufzuweisen, die in den Furchen auf zwei bis drei Zellagen reduziert ist. Unter den Spaltöffnungen ist die Kollenchymschicht von dem bis an die Epidermis vordringenden, grünen Rindenparenchym durchbrochen. In Stengelteilen, die an ihrer Oberfläche grau werden, beginnt die Ausbildung

der Korkschicht, und zwar durch tangentiale Teilung der äußersten, an die Epidermis unmittelbar grenzenden Kollenchymzellen. Die äußere der beiden so erzeugten Schwesterzellen teilt sich noch einmal, und dann ist es die mittlere dieser drei Zellen, die weiter als Korkcambiumzelle sich betätigt. Sie ist leicht zu erkennen, auch nachdem das Periderm mehrschichtig geworden (Fig. 61 *ph*). Zu äußerst in jeder Reihe liegt der äußere, zu innerst der innere Teil der ursprünglichen Kollenchymzelle (*cl*); die an den inneren Teil nach außen grenzende, flache Zelle (*ph*) ist die Korkcambium- oder Phellogenzelle. Zunächst erzeugt das Phellogen nur Korkzellen nach außen; alsbald beginnt es aber, wenn auch nur relativ spärlich, Zellen nach innen abzugeben, welche Chlorophyllkörner führen und zur Verstärkung der durch das Dickenwachstum des Stammes gedehnten Rinde beitragen. Diese vom Korkcambium aus erzeugte Rinde wird als Korkrinde oder Phelloderma bezeichnet. Alle aus dem Korkcambium erzeugten Produkte faßt man als Periderma zusammen. — Der Bildung einer fortlaufenden Korkschicht geht übrigens ein anderer Vorgang voraus, den wir auf glücklich geführten Querschnitten leicht verfolgen können. Unter den Spaltöffnungen beginnen die primären Rindenzellen, welche die Atemhöhle umgeben, sich zu teilen, und die Teilungen greifen seitlich auf die angrenzenden Kollenchymzellen über. Alsbald hat sich unter der Spaltöffnung eine meniskenförmige Schicht sich teilender Zellen (Fig. 62 *pl*) ausgebildet, die nach außen farblose, sich abrundende Zellen (*l*), nach innen Korkrindenzellen (*pd*) erzeugt. Die äußeren Zellen werden als Füllzellen (*l*) bezeichnet. Sie bräunen sich, sind aber nicht verkorkt und üben, indem sie an Zahl zunehmen, alsbald einen solchen Druck auf die Epidermis aus, daß diese spaltenförmig aufreißt. So entsteht die Rindenpore oder Lentizelle. Betrachtet man einen Zweig mit dem bloßen Auge, so erscheinen die Lentizellen als Furchen, die von zwei lippenförmigen Wülsten umgeben sind. Die braune Farbe der Füllzellen fällt besonders in die Augen. An jüngeren Stellen des Stengels erscheinen die Lentizellen als länglich runde, etwas vorgewölbte Flecken. Noch jüngere Stadien sind durch etwas hellere Farbe ausgezeichnet. An solchen Stellen muß der Schnitt geführt werden, um jüngste Entwicklungszustände zu liefern. Erst nach dem Aufreißen der Epidermis beginnen in dem angrenzenden Kollenchym die Teilungen, die zur Bildung des Periderms führen. — Die Füllzellen der Lentizelle sind voneinander getrennt; in dem Maße, als sie von außen der Desorganisation unterliegen, werden sie vom Cambium aus nachgebildet. Die Zwischenräume der Füllzellen sind mit Luft gefüllt; es kommunizieren durch sie die

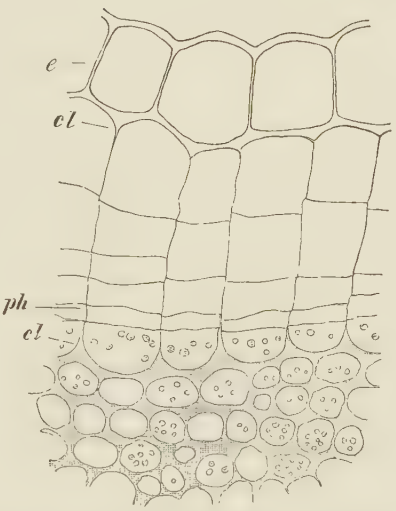



Fig. 61. Querschnitt durch die Oberfläche eines jungen Stengels von Sambucus nigra. *e* Epidermis, *ph* Phellogen, *cl* und *cl* der obere und der untere Teil der ursprünglichen Kollenchymzelle. Vergr. 240.

Interzellularen der inneren Gewebe des Stammes mit der umgebenden Atmosphäre. Die Lentizellen ersetzen somit an älteren Pflanzenteilen, die sich mit Kork bedecken, die Spaltöffnungen. Für den Winter werden etwas dichtere, resistentere Füllzellschichten gebildet. Eine eigentliche, aus enger aneinander schließenden Zellen gebildete Verschlußschicht ist bei Sambucus zur Winterszeit nicht vorhanden, während man sie bei vielen anderen Pflanzen antrifft, sowie auch „Zwischenstreifen", welche, der Verschlußschicht in ihrem Bau entsprechend, während der Vegetationszeit zwischen die Füllzellen zeitweise eingeschaltet werden. Die Zellen dieser Verschluß- und Zwischenschichten sind verkorkt, da aber radial verlaufende Interzellularräume zwischen ihnen bestehen, wird durch sie ein vollständiger Abschluß nicht bewirkt[1]). An älteren Stammteilen von Sambucus erhält das Periderm Längsrisse. Diese gehen durch die Lentizellen, doch ohne sie zu beschädigen. Letztere bleiben auch an

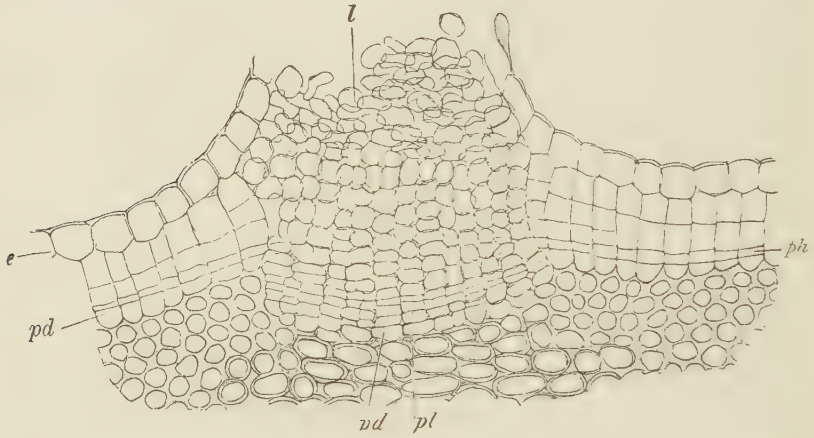



Fig. 62. Querschnitt durch eine Lentizelle von Sambucus nigra. *e* Epidermis, *ph* Phellogen des Periderms, *l* Füllzellen, *pl* Phellogen der Lentizelle, *pd* Phelloderma. Vergr. 90.

ganz alten Stammteilen erhalten, während die äußeren Peridermlagen zwischen ihnen abblättern.

Es empfiehlt sich, auch die Korkzellen von Cytisus Laburnum zu untersuchen, weil sie durch eine auffallend starke Verdickung ihrer Wände ausgezeichnet sind. Querschnitte durch die Rinde älterer Stammteile zeigen das Periderm von nur einer Art solcher Korkzellen gebildet. Diese Korkzellen stehen in regelmäßig radialen Reihen. Die jüngsten sind farblos, die älteren gelb, die ältesten gelbbraun gefärbt. Die peripherisch gelegenen erscheinen tangential gedehnt, oft bis zum Schwinden ihres Lumens. Alle zeigen sie sich stark verdickt, vornehmlich an ihrer Außenseite. Man unterscheidet leicht an ihnen, auch ohne Hilfe von Reagentien, die zarten, sie trennenden Mittelschichten, ihre starke, deutlich lamellöse sekundäre Verdickungsschicht und an deren Innenseite eine tertiäre Verdickungsschicht. Sonach besteht jede, je zwei Zellen trennende Wandung aus fünf distinkten Schichten: der

1) Klebahn, Jen. Zeitschr. f. Naturwiss., Bd. XVII, 1883, S. 537.

Mittelschicht, welche die primäre Wand repräsentiert und verholzt ist; den beiden sekundären Verdickungsschichten, welche allein verkorkt sind, und den beiden tertiären Verdickungsschichten, welche oft ihren Zellulosecharakter behalten und daher als Zelluloseschichten bezeichnet werden, in diesem Falle aber ein wenig verholzt sind. Mit frisch bereiteter, möglichst konzentrierter alkoholischer Chlorophyllösung[1]), die man im Dunkeln länger auf die Schnitte einwirken läßt, färben sich die verkorkten Membranlamellen und auch die Cuticula intensiv grün, während die verholzten Membranen und die Zellulosehäute farblos bleiben. Diese Tinktion weist auf das Vorhandensein fettartiger Stoffe in den verkorkten und kutinisierten Membranen hin. So auch speichern die verkorkten Membranen, ähnlich wie fettartige Körper, wenn auch minder kräftig, Farbstoff aus einer Lösung von Alkanna in 50proz. Alkohol auf. Mit Chlorzinkjodlösung färben sich die Korkzellen gelb bis gelbbraun, die jüngeren dunkler als die älteren. Mit Kalilauge werden die Korkzellen gelb.

Die verkorkten Lamellen der Zellwand sowohl als auch die Cuticula werden zersetzt, wenn man sie in konzentrierter Kalilauge erwärmt. Es bilden sich dabei Kügelchen und körnige Massen von gelber Farbe. Erhitzt man sie in chlorsaurem Kali und Salpetersäure, so geben verkorkte Lamellen und Cuticula die Cerinsäurereaktion: sie verwandeln sich in Kügelchen, die bei 30 bis 40° schmelzen und in kochendem Alkohol, Äther, Benzol, Chloroform oder verdünnter Kalilauge löslich sind. Bei gewöhnlicher Temperatur widerstehen verkorkte Wände und die Cuticula energisch der Einwirkung von konzentrierter Chromsäure. Auch konzentrierte Schwefelsäure bleibt auf sie ohne sichtbare Wirkung. Durch Chlorzinkjod sowie Jodjodkalium werden sie gelb oder braun gefärbt. Der Korkstoff oder das Suberin ist ein fettartiger Körper, der aus Glyzerinestern und anderen zusammengesetzten Estern, sowie aus einigen nicht schmelzbaren, in Chloroform unlöslichen Materien, die durch Kalilauge zersetzt werden können, besteht.

Nach lang andauernder Einwirkung verdünnter Kalilauge lassen sich die Korklamellen durch Chlorzinkjodlösung violett färben, doch beruht diese Färbung nicht auf dem Vorhandensein von Zellulose, sie wird vielmehr auf Phellonsäure zurückgeführt.

Während in den verkorkten Membranlamellen die Zellulose fehlt, beruht die Cutinisierung auf einer nachträglichen Einlagerung von Cutin in zellulosehaltige Membranen.

Das Cutin der Cuticula und der cutinisierten Verdickungschichten ist dem Suberin nahe verwandt, aber mit ihm nicht identisch[2]). So fehlt im Cutin vor allem die Phellonsäure, die im Suberin stets vorhanden ist, und es wurde überhaupt die Identität keiner der aus dem Suberin und dem Cutin isolierten Säuren erwiesen. Das Cutin widersteht im allgemeinen stärker der Kalilauge als das Suberin[3]).

Der Flaschenkork (von Quercus suber) besteht aus fast kubischen, dünnwandigen, relativ großen Zellen, die allmählich in etwas stärker verdickte, flachere, die Grenze der Jahresproduktion bezeichnende, übergehen, auf welche wieder die kubischen folgen. Zusatz von Kalilauge

1) Vgl. Correns, Stzbr. d. Akad. d. Wiss. in Wien, Bd. XCVII, 1888, S. 658, Anm. 1; auch Zimmermann, Bot. Mikrotechnik, S. 149.

2) Vgl. die Literatur in den beiden Arbeiten von C. van Wisselingh, Archives Néerlandaises, Bd. XXVI, 1893, S. 305, und ebendas. Bd. XXVIII, 1895, S. 373.

3) Arch. Néerl., Bd. XXVIII, S. 404.

färbt den Schnitt gelb, vor allem die etwas dickwandigeren Zellen der Jahresgrenze. An diesen läßt sich feststellen, daß auch im Flaschenkork, wie wir es bei Cytisus fanden, jede Wandung aus fünf Schichten besteht. Die tertiäre Verdickungsschicht gibt auch hier zunächst keine Zellulosereaktion, diese stellt sich vielmehr erst nach entsprechender Behandlung der Schnitte ein. Die Reaktionen auf Suberin gelingen noch schöner als bei Cytisus.

Für gewöhnlich werden vom Phellogen nicht allein zentrifugal Korkzellen, sondern auch zentripetal Rindenzellen (Phelloderm) gebildet. Die Bildung des Phelloderms pflegt hinter der des Korkes sehr zurückzubleiben, in manchen Fällen aber kann sie auch sehr ausgiebig werden, so bei den Ribesarten. Stellen wir Querschnitte durch ältere Stammteile von Ribes rubrum her, so finden wir unter der dünnwandigen, braunen Korkschicht zunächst das Phellogen, dann eine dicke Lage chlorophyllhaltiger, flacher Rindenzellen. Auch letztere sind in radialen Reihen angeordnet, die sich in jene des Korkes festsetzen. In den inneren Teilen des Phelloderms verwischt sich infolge nachträglicher Dehnung die radiale Anordnung. Die innersten Phellodermzellen schließen an das Kollenchym der Rinde an. Alle die aus dem Phellogen hervorgegangenen Bildungen werden, wie wir das schon bei Sambucus betonten, in der Bezeichnung Periderma zusammengefaßt: bei Ribes wird das Periderma somit von Kork (Phellom) und Korkrinde (Phelloderma) gebildet. — Von Interesse ist auch, Querschnitte durch letztjährige Stammteile von Ribes rubrum, in welchen die Korkbildung vor kurzem erst begann, auszuführen. Da kann man den ersten Anfang der Phellodermbildung sehen und zugleich feststellen, daß bei der genannten Pflanze das Phellogen ziemlich tief in der Rinde angelegt wird. Die außen befindlichen, durch die Korkschicht von der Saftzufuhr abgeschnittenen Gewebe sterben ab, bräunen sich und werden als sogenannte Borke alsbald abgeworfen.

# XV. Abschnitt.

## Bau der Laub- und Blumenblätter. Gefäßbündelendigung.

**Untersuchungsmaterial.**

Frische Blätter von Ruta graveolens, beziehungsweise von Helleborus niger, eventuell einer anderen Helleborus-Art oder von Syringa vulgaris. — Blumenkronblätter von Verbascum nigrum und Papaver Rhoeas, frisch oder auch als Alkoholmaterial.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns an einer Reihe von Beispielen mit dem Bau der Blätter bekannt zu machen. Wir wenden uns zunächst an Laubblätter, und zwar an Formen, die eine möglichst weitgehende Differenzierung des inneren Baues aufzuweisen haben. Das erste Beispiel soll Ruta graveolens sein, deren Blätter sich meist auch während des Winters frisch im Freien erhalten. Die Blätter dieser Pflanze sind doppelt gefiedert, die Blättchen verkehrt eiförmig. Gegen das Licht gehalten, zeigen diese Blättchen helle Punkte, das sind mit ätherischem Öl erfüllte Sekretbehälter, „innere Drüsen“ im Gewebe des Blattes. Wir betrachten zunächst Oberflächenansichten der Epidermis

und stellen fest, daß die Oberseite (Fig. 63 *A*) überhaupt keine oder meist nur wenige Spaltöffnungen führt; dagegen sind letztere zahlreich an der Unterseite (*B*) vertreten. Längliche, mit Luft erfüllte Grübchen führen nach der Spalte. Über den Sekretbehältern liegen, wie man an der Epidermis der Ober- wie der Unterseite konstatieren kann, meist vier Zellen (*A*, *sc*). Diese vier Zellen nehmen die Mitte einer flachen Einsenkung ein. An dickeren Stellen des Schnittes, wo der Sekretbehälter durch das Messer nicht geöffnet wurde, sieht man in ihm einen stark lichtbrechenden gelben Tropfen. Bei tieferer Einstellung kann man feststellen, daß auf die Epidermis der Oberseite ein grünes Gewebe folgt, dessen Zellen im optischen Durchschnitt rund erscheinen (*A*, *p*). Diese Zellen berühren sich fast nicht mit ihren Seiten, und die sie umgebenden Interzellularräume sind mit Luft erfüllt. An die Epidermis der Unterseite setzen ebenfalls grüne, im optischen Durchschnitt runde Zellen (*B*, *p*) an, doch in viel geringerer Zahl. Sie lassen besonders weite, mit Luft erfüllte Räume zwischen sich und bilden, besonders

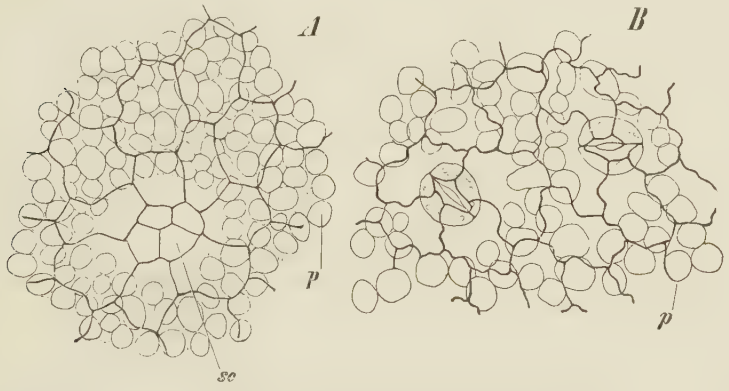



Fig. 63. Epidermis und das ihr angrenzende Gewebe des Blattes von Ruta graveolens. *A* Epidermis der Oberseite, *sc* Epidermiszellen über einem Sekretbehälter, *p* Palissadenparenchym; *B* Epidermis der Unterseite, *p* palissadenartig ausgebildetes Schwammparenchym. Bei *A* die lufterfüllten Interzellularräume schattiert, bei *B* hell gelassen. Vergr. 240.

unter den Spaltöffnungen, weite Atemhöhlen (*B*). — Nach dieser Orientierung schreiten wir zu den Querschnitten; wir führen sie senkrecht zur Längsachse des Blättchens aus, nach der uns bereits bekannten Methode (S. 52), indem wir das Blättchen, um es zu schneiden, zwischen Holundermark einspannen. Der Querschnitt führt uns zwischen den beiden Oberhäuten das Blattgewebe oder Mesophyll vor. Von oben nach unten fortschreitend, sehen wir zunächst die Epidermis der Oberseite (Fig. 64 *ep*), dann eine doppelte Schicht paralleler, zur Oberfläche des Blattes senkrechter, langgestreckter, chlorophyllhaltiger Zellen, die wir als Palissadenzellen bezeichnen. Schon am Flächenschnitt hatten wir festgestellt, daß diese Zellen seitlich voneinander mehr oder weniger vollständig getrennt sind; dagegen finden wir jetzt, daß die beiden aufeinander folgenden Schichten fest mit ihren Enden zusammenschließen. Die Elemente der zweiten Palissadenschicht ($pl^{II}$) sind etwas weniger zahlreich als jene der ersten, und oft vereinigen sich zwei äußere Palissadenzellen mit einer inneren solchen Zelle. Auf diese beiden

Palissadenschichten folgt ein lockeres Gewebe, das bis an die Epidermis der Unterseite reicht und ein Netz von weiten Maschen bildet: Wir bezeichnen diese Gewebe als Schwammparenchym. Es führt etwas weniger Chlorophyllkörner wie das Palissadengewebe. Die Zellen der oberen Schicht des Schwammparenchyms (*sp*) sind mit den inneren Palissadenzellen fest verbunden, und zwar setzen sie meist an eine größere Anzahl von Palissadenzellen an. Keine der Palissadenzellen bleibt an ihrem unteren Ende frei; wo dies der Fall zu sein scheint, liegt der Anschluß nicht in der Ebene des Bildes. So kommen auch im Netze des Schwammparenchyms keine freien Endigungen vor; alle Zellen hängen mit ihren Enden zusammen. Die unterste Schicht des Schwammparenchyms ($pl^{IV}$) ist gegen die Epidermis der Unterseite gestreckt und trifft sie mehr oder weniger senkrecht; dadurch kommt hier eine Art Mittelbildung zwischen Schwammparenchym und Palissadenparenchym zustande. Unter den Spaltöffnungen (*st*) sind die Atemhöhlen (*a*) zu sehen. Einzelne Zellen im Schwammparenchym führen eine Kristalldruse aus Kalziumoxalat (*k*). Sie sind chlorophyllos, tonnenförmig angeschwollen und erscheinen wie suspendiert zwischen den grünen Nachbarinnen. An den Kanten des Blättchens sind die Außenseiten der Epidermiszellen stark verdickt. Die Palissadenschicht wird dort einfach und geht dann an der Unterseite des Blattes in die gestreckte Schwammparenchymschicht ($pl^{IV}$) über. Die Gefäßbündel liegen im Schwammparenchym; das größte, im Mittelnerv des Blättchens, reicht hingegen oben fast bis zur inneren Palissadenschicht, unten bis zur untersten gestreckten Schwammparenchymschicht. Im Gefäßbündel selbst fallen uns besonders die dunkleren Gefäßtracheiden und der hellere Siebteil auf. Die radiale Anordnung der inneren Elemente läßt auf eine zeitweilige Tätigkeit des Cambiums schließen. Um das Gefäßbündel ist eine Parenchymscheide vorhanden, deren Zellen bereits Chlorophyllkörner führen. An diese Scheide setzen die Schwammparenchymzellen im Umkreise an. Ähnliche Verhältnisse weisen die kleineren Gefäßbündel auf, beispielsweise das im Bilde dargestellte. Noch kleinere Gefäßbündel (*vs*) sind auf wenige Gefäßtracheiden und Siebelemente reduziert. Sie alle bleiben bis zuletzt von der Scheide gestreckter Parenchymzellen umschlossen. — Die Sekretbehälter (*sc*) stoßen an die Epidermis der Ober- oder Unterseite. Sie sind kreisförmig umschrieben, von einer Schicht dünnwandiger, mehr oder weniger desorganisierter Zellen ausgekleidet, auf welche eine Schicht flacher Zellen mit körnigem Inhalt und ziemlich starken, weißen Wänden folgt. An diese Zellen setzt das umgebende, chlorophyllhaltige Mesophyll an. Die Epidermiszellen, welche über dem Sekretbehälter liegen, sind flacher als die angrenzenden. Das flüchtige Öl läßt sich leicht mit Alkohol entfernen. — Oberflächenschnitte am Grunde des gemeinsamen Blattstiels zeigen, daß dort die Epidermiszellen gestreckt sind, die Ober- und Unterseite Spaltöffnungen trägt. Auch Ölbehälter sind dort vorhanden. Unter der Epidermis liegt eine Schicht gedehnter, kollenchymartiger Zellen, dann erst das chlorophyllhaltige Gewebe. Im Querschnitt sieht man, daß die Epidermis des Blattstiels an ihrer Außenseite stärker verdickt ist; ihr folgt die einfache Schicht verdickter Kollenchymzellen, die nur unter den Spaltöffnungen fehlt. Zwei bis drei Schichten palissadenartig gestreckter, grüner Zellen sind im ganzen Umkreise ziemlich gleich ausgebildet, doch etwas weniger dicht gedrängt an der Unterseite. Dann schließen nach der Mitte zu runde, zunächst grüne, dann farblose Zellen an, die allmählich größer

werden. In diesem inneren Zylinder aus farblosen Zellen laufen die

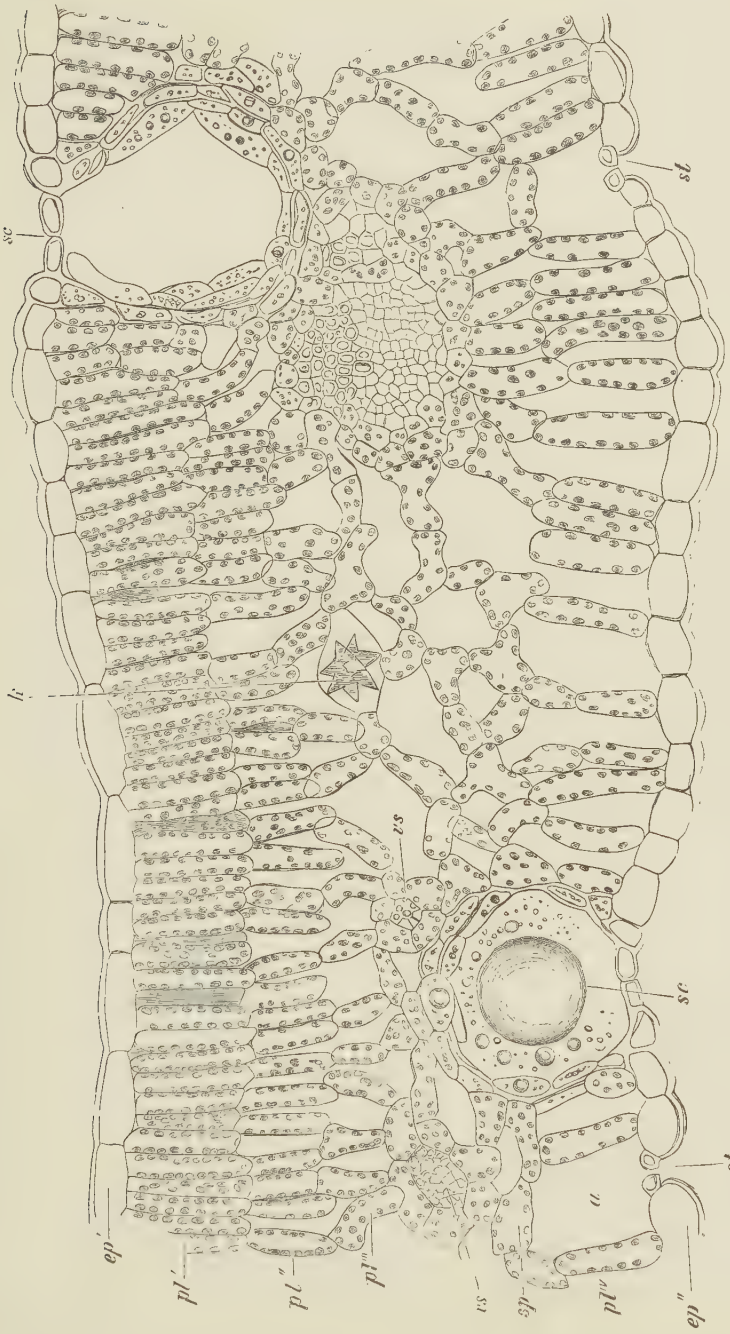



Fig. 64. Querschnitt durch das Blatt von Ruta graveolens. *ep'* Epidermis der Oberseite, *ep''* der Unterseite, *pl* Palissadenparenchym, *sp* Schwammparenchym, *k* kristallführende Zelle, *vs* Gefäßbündel, *sc* Sekretbehälter, *a* Atemhöhle, *st* Spaltöffnungen. Vergr. 240.

Gefäßbündel, das stärkste in der Mediane, der Unterseite genähert, die

anderen im Umkreis, beiderseits an Größe abnehmend, mit nach der Mitte des Blattstiels gekehrten Vasalteilen. Die größeren dieser Gefäßbündel sind nach außen mit Strängen von Sklerenchymfasern versehen. Augenscheinlich hat in diesen Gefäßbündeln auch die Tätigkeit des Cambiums länger angehalten und nach innen sekundäres Holz, nach außen sekundären, dünnwandigen Bast geliefert.

Sollte Ruta graveolens nicht zur Verfügung stehen, so empfehlen wir als Untersuchuugsobjekte die Blätter von Helleborus niger oder von Syringa vulgaris. Die Helleborusblätter stehen in jeder Jahreszeit zur Verfügung. Sie zeigen an der Oberseite ein typisch ausgebildetes Palissadenparenchym, an der Unterseite ein lockeres Schwammparenchym. Ähnlich gebaut ist auch Syringa vulgaris. Man kann mehrere schmale, aus dem Blatt herausgeschnittene Lamellen aufaneinder legen, zwischen die beiden Holundermarkstückchen klemmen und zugleich schneiden. Man erhält auf diese Weise nicht nur sofort mehr, sondern auch leichter dünne Schnitte.

Doch noch einige andere, physiologische Betrachtungen wollen wir an unsere morphologischen Untersuchungen anknüpfen und deren Richtigkeit an dem mikroskopischen Bilde prüfen.

In bestimmt gefärbten Chromatophoren, und zwar bei den höher organisierten Pflanzen ausschließlich in den grün gefärbten Chlorophyllkörnern, findet die Kohlenstoffassimilation statt. Also nur diese gefärbten Plasmakörper sind befähigt, im Lichte hinlänglicher Intensität die Kohlensäure und das Wasser zu zerlegen und aus ihnen kohlenstoffreiche Verbindungen darzustellen. Dieser Vorgang wird sich ganz vorwiegend in den Palissadenzellen abspielen und lassen sich diese daher physiologisch als spezifisch assimilatorische Zellen bezeichnen. Die Palissadenzellen sind nun, wie wir bereits gesehen, seitlich mehr oder weniger vollständig voneinander getrennt und neigen nach innen büschelförmig zusammen. So werden denn die assimilierten Stoffe nicht seitlich von Zelle zu Zelle wandern, vielmehr den Weg in das Innere des Blattes gleich einschlagen. In dieser Richtung sind auch die Palissadenzellen gestreckt, und ihre Querwände, durch welche sich die Stoffbewegung vollzieht, von Chlorophyllkörnern entblößt. An die Büschel der Palissadenzellen setzen die oft an der Ansatzstelle trichterförmig erweiterten Elemente an, die ihrer Funktion nach als Aufnahme- oder Sammelzellen gelten können. Die Schwammparenchymzellen lassen sieh von demselben Gesichtspunkte aus als Zuleitungszellen bezeichnen. Das Schwammparenchym führt weite Luftlücken, die mit den Atemhöhlen der Spaltöffnungen in Verbindung stehen, es ist somit auch ein „Durchlüftungsgewebe", auch ein „Transpirationsgewebe", da an der Oberfläche seiner Zellen, nach den Interzellularräumen hin, besonders ausgiebige Verdunstung stattfindet. Endlich kann man das Sammel- und Zuleitungsgewebe, seines Chlorophyllgehaltes wegen, auch noch als Assimilationsgewebe bezeichnen. Dieses Gewebe, vorwiegend aber die Schwammparenchymzellen, setzen an die Parenchymscheiden des Gefäßbündels an. Sie führen letzteren die assimilierten Stoffe zu, welche in diesen Scheiden abgeleitet werden. Die Gefäßteile der Bündel sind andererseits zuleitende Stränge für das Wasser, welches von dort aus an das umgebende Gewebe abgegeben wird und sich zum Teil in der als Wasserreservoir fungierenden Epidermis sammelt. Der Siebteil der Gefäßbündel dient aber der Beförderung von Eiweißstoffen. Das ableitende Gewebe der parenchymatischen Gefäßbündelscheiden

ist es, das mit stark verdickten, der Festigung dienenden „mechanischen“ Elementen zusammen das Gewebe der vorspringenden Blattrippen als „Nervenparenchym“ bildet. Dieses Nervenparenchym setzt sich in das Grundgewebe des Blattstiels fort, das, wie wir bei Ruta gesehen haben, ganz vorwiegend nur aus den zuleitenden, den ableitenden und den mechanischen Elementen aufgebaut wird. Assimilatorische Zellen spielen in ihm nur eine untergeordnete Rolle.

Wir wollen uns jetzt mit dem inneren Bau eines Blumenblattes bekannt machen und auch diese günstige Gelegenheit benutzen, um den Gefäßbündelverlauf und die Gefäßbündelendigungen in ihm kennen zu lernen. Die Petala von Verbascum nigrum gestatten es leicht, die Verzweigung der Gefäßbündel und deren Endigung zu verfolgen und auch Einblick in den Bau eines zarten Blumenkronenblattes zu gewinnen. Die Luft, die dem hellgelben Blumenblatte anhaftet, läßt sich leicht durch Klopfen auf das Deckglas entfernen. Das Blumenblatt zeigt an seiner Ober- und Unterseite eine zarte Epidermis und zwei bis vier Schichten von Schwammparenchymzellen. Nur zwei Schichten findet man an den Rändern, von welchen aus die Dicke des Blattes zunimmt, bis daß die Vierzahl der Schichten erreicht ist. Die stärksten Gefäßbündel sowohl, als auch ihre auf die Schraubentracheiden reduzierten feinsten Auszweigungen, sind von einer Schicht gestreckter, dünnwandiger Parenchymzellen umscheidet. Diese Parenchymscheiden schließen vor den Bündelenden zusammen. In ihren Zellen ist an dem abgeschnittenen, somit verwundeten Blumenblatte auch Protoplasmaströmung zu beobachten. Die stark verzweigten Schwammparenchymzellen setzen an die Elemente der Parenchymscheide an. Namentlich belehrend ist der Anblick der Gefäßbündelenden, welche einen strahlenförmigen Anschluß der Schwammparenchymzellen an die Scheide zeigen.

Die Blumenkronblätter von Papaver Rhoeas lassen sich auch, nachdem die Luft durch Klopfen auf das Deckglas entfernt wurde, ohne weitere Präparation untersuchen. Hier ist außer der Epidermis der Ober- und Unterseite nur eine Schicht Schwammparenchym vorhanden. Die Gefäßbündel endigen nirgends frei, sie schließen vielmehr bogenförmig an dem Blattrande zusammen. Sie sind in ihrem ganzen Verlauf von einer einschichtigen Parenchymscheide umgeben. An diese setzen die Schwammparenchymzellen seitwärts an.

# XVI. Abschnitt.

## Vegetationskegel des Stammes und Gewebesonderung. Präpariermikroskop.

**Untersuchungsmaterial.**

Hippuris vulgaris frisch oder in Alkohol, beziehungsweise an seiner Stelle Elodea canadensis, dann Myriophyllum- oder Ceratophyllum-Arten, frisch. — Triebe von Evonymus japonicus oder an seiner Stelle in Entwicklung begriffene Triebe von Syringa vulgaris, beziehungsweise anderer dekussiertblättriger Sträucher und Bäume, frisch oder in Alkohol.

**Reagentien, Farbstoffe.**

Glyzerin. — Javellesche Lauge. — Kalilauge. — Essigsäure. — Eventuell auch Kaliumazetat. — Bismarckbraun oder Safranin. — Fehlingsche Lösung. — Vanillinsalzsäure.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, uns an einigen prägnant gewählten Beispielen mit dem Bau der Vegetationspunkte bei den Gefäßpflanzen bekannt zu machen. Wir nehmen als erstes Beispiel eine phanerogame, mit sehr stark entwickeltem, leicht freizulegendem Vegetationskegel versehene Pflanze, nämlich den sog. Tannenwedel, Hippuris vulgaris. Wir wählen kräftige Pflanzen für die Untersuchung aus. Von diesen schneiden wir die Endknospe etwa einen Zentimeter unter der Stammspitze ab und entfernen von ihr zunächst alle größeren Blätter. Hierauf fassen wir die Knospe, mit der Spitze nach unten, flach zwischen Daumen und Zeigefinger und versuchen, einen medianen Längsschnitt aus ihr zu gewinnen. Zu diesem Zwecke muß das Rasiermesser in möglichst senkrechter Lage zwischen den beiden genannten Fingern hindurchgezogen werden. Zunächst halbiert man die Knospe. Jede Hälfte zerlegt man für sich weiter in derselben Weise. Dann wählt man den der Mitte nächsten Schnitt aus, halbiert ihn wieder, falls er noch nicht dünn genug erscheint, und fährt so fort, bis daß man einen hinlänglich zarten Schnitt erhalten hat. Dieser Versuch wird zum erstenmal vielleicht mißlingen, doch im allgemeinen keine zu großen Schwierigkeiten bereiten und bald eingeübt werden können. Wer übrigens die anfangs sich bietenden Schwierigkeiten nicht zu überwinden vermag, kann noch in anderer Weise zum Ziele kommen. Statt zwischen die Finger, faßt er das Objekt zwischen zwei flache Holundermarkstückchen und zieht nun das Messer zwischen diesen hindurch. Das richtige Treffen des Objekts ist dann freilich weit mehr dem Zufall anheimgestellt. Objekte, welche wie das vorliegende, eine beträchtliche Dicke und Festigkeit besitzen, lassen sich auch zwischen die Ränder zweier Holundermarkstückchen einklemmen und mit diesen schneiden.

Unter den hergestellten Schnitten wählen wir nun einen genau medianen für die Untersuchung aus; wir erkennen ihn an dem schlanken, regelmäßig ausgebildeten Vegetationskegel (Fig. 67). Dieser zeigt seitliche Höcker, welche Blattanlagen (*f*) sind und mit der Entfernung vom Scheitel an Größe zunehmen. An den Ansatzstellen dieser Anlagen markieren sich die Stengelknoten bald als quere Gewebsstreifen. — Vielfach werden in den Schnitten einzelne Blattanlagen sich über andere, auch wohl über den Vegetationskegel geschoben haben. Sie stören die Beobachtung und gilt es daher, sie zu entfernen, was mit Hilfe eines Präpariermikroskops leicht geschehen kann. Wir nehmen daher

ein Präpariermikroskop oder ein bildumkehrendes Okular (vgl. S. 6, 7) zur Hand und suchen mit dessen Hilfe die Operation auszuführen.

An dem als Lupenmikroskop bezeichneten Präpariermikroskop von Leitz (Nr. 48) befindet sich, wie unsere Fig. 65 zeigt, über dem Objekttisch aus Glas ein horizontaler Arm, der durch Zahn und Trieb bewegt wird; er trägt eine der beiden dem Instrument beigefügten Lupen (S. 6), in diesem Falle die zehnfach vergrößernde schwächere. Die beiden metallenen, mit Leder überzogenen Präparierbacken dienen zum Auflegen der Hände.

Das große Zeißsche Präpariermikroskop verfügt über ein Linsensystem (*P* Fig. 66), das aus drei zu einem Objektiv verbundenen achromatischen Linsen, einem Rohr und einem achromatischen Konkavokular besteht. Um bei schwacher Vergrößerung zu arbeiten, brauchen wir das Objektiv allein als Lupe und schrauben daher das Rohr samt Okular ab. Wir erhalten dann mit allen drei Linsen eine 30fache, wenn wir eine Linse abschrauben, eine 20fache, wenn wir zwei Linsen abschrauben,

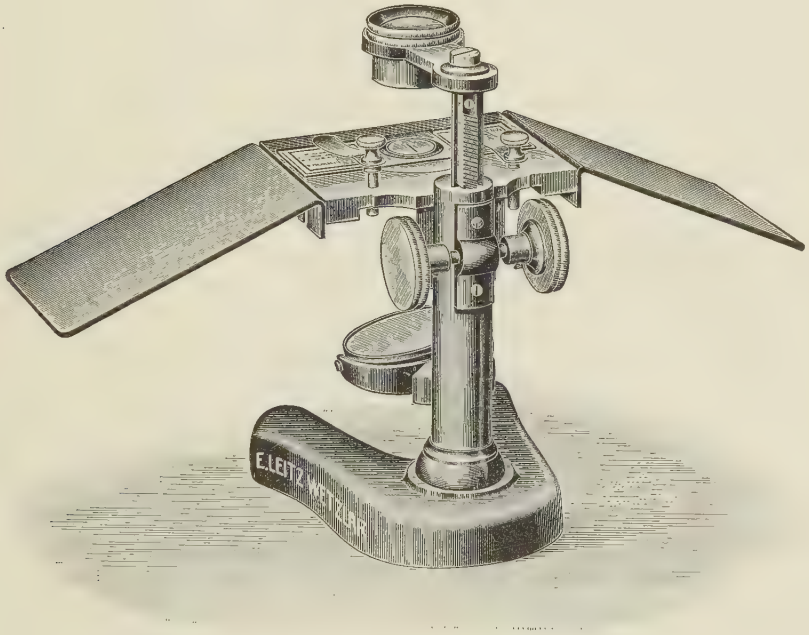



Fig. 65. Präparierstativ von Leitz, Nr. 48, mit seitlich am Objekttisch angebrachten Präparierbacken; am horizontalen Arm eine Lupe. $^1/_2$ nat. Größe.

eine 10fache Vergrößerung. Mit dem Okular geben die drei Linsen 100fache, zwei Linsen 60fache, eine Linse 40fache Vergrößerung. Die Einstellung wird durch Zahn und Trieb vollzogen. An den beiden Seiten des Objekttisches schiebt man die Präparierbacken (*B*) ein, auf welche man die Hände beim Präparieren stützt. Damit etwa auch die 5- und 10fach vergrößernden aplanatischen Lupen (Nr. 10) an diesem Stativ sich benutzen lassen, wird ihm ein besonderer Arm auf Verlangen hinzugefügt, der an Stelle des Systemträgers angesetzt wird. Vielfach bringt es Vorteil, statt in dem durch den Spiegel grell beleuchteten, in einem weniger blendenden Gesichtsfelde zu arbeiten. Man erreicht eine angenehme milde Beleuchtung leicht durch Auflegen eines Scheibchens von satiniertem Papier auf die Spiegelfläche. Manche Optiker befestigen gleich in der Spiegelfassung einerseits einen Planspiegel, andererseits

eine Milchglasplatte, die weiße, milde Beleuchtung gibt, so Leitz an dem zuvor beschriebenen Präpariermikroskop. Wird der Spiegel ganz abgestellt oder mit einem Scheibchen von schwarzem, mattem Papier bedeckt, so präpariert man auf dunklem Grund. Das ist für größere Objekte von Vorteil. Das Objekt erhält dann nur Oberlicht.

Um mit dem Kompositum zu präparieren, setzt man dem Okular 2 das bildumkehrende Prisma auf, oder man bedient sich des bildumkehrenden Okulars, dessen Bedeutung in der Einleitung (S. 7) schon erörtert wurde. Man kann sich endlich auch gewöhnen, was freilich im Anfang Schwierigkeiten bereitet, mit dem Kompositum direkt zu präparieren. Dann gilt es eben, die Bewegung, umgekehrt als man sie im Gesichtsfelde des Instrumentes sieht, auszuführen.

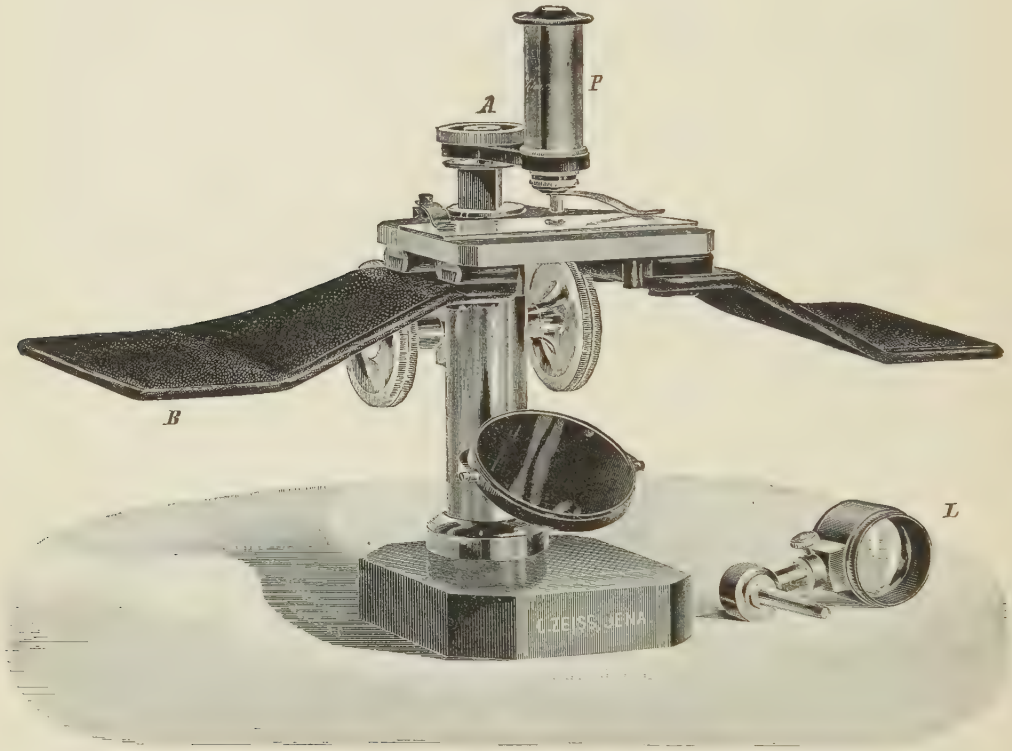



Fig. 66. Präparierstativ P III von Zeiß Nr. 104, mit Präpariersystem Nr. 1. *B* die Präparierbacken. Nebenan *L* besonderer Arm mit der Lupe Nr. 9 oder 10, der bei *A* an Stelle des Systemträgers eingesetzt werden kann. $^1/_2$ natürl. Größe.

Präpariert wird, nach erfolgter Einstellung des noch unbedeckten, oder vom Deckglas wieder befreiten Objekts, mit den S. 9 genannten, in Haltern befestigten Nadeln, während die Hände auf den Präparierbacken ruhen. Man bringt zunächst die beiden Nadelspitzen in die Achse des Instruments und sucht sie dann gleichzeitig im Gesichtsfelde zu erblicken. Ist dies gelungen, so beginnt man mit den zum Präparieren nötigen kleinen Bewegungen, die entsprechend vergrößert erscheinen und demgemäß einige Übung verlangen, bevor man sie ganz zu beherrschen lernt.

Der schlanke Vegetationskegel von Hippuris vulgaris bildet Blätter in vielgliedrigen Wirteln. Unterhalb des zweitjüngsten Wirtels beginnen

sich die Stengelknoten als quere, dichtere Gewebeplatten zu markieren, über und unter welchen, in der Rinde des Stengels, Luftgänge auftreten. Diese Luftgänge, die von einer Knotenscheibe bis zur anderen reichen, werden in dem Maße größer, als der Stengel an Volumen zunimmt. Die Internodien strecken sich sehr rasch und gleichmäßig, und in demselben Verhältnisse wächst auch ihre Dicke. Etwa unter dem viertjüngsten Blattwirtel beginnt die Ausbildung der Gefäßtracheiden im Stengel. Man sieht sie sehr schön nach Zusatz von ein wenig Kalilauge. Diese Gefäßtracheiden treten in der Längsachse des Stengels auf. Sie gehören einem Gefäßbündel an, das akropetal fortwächst und mit einzelnen Ringtracheiden nach oben abschließt. Erst im zehnten bis zwölften Knoten werden jene Gefäßtracheiden sichtbar, die den Blättern angehören. Sie setzen an die Gefäßtracheiden des Stammbündels an. Wir haben es somit bei Hippuris mit einem einzigen, dem Stamm angehörigen, daher „stammeigenen" Gefäßbündel zu tun, an welches die den Blättern angehörigen, daher „blatteigenen" Gefäßbündel anschließen. — In den Achseln der Blätter beginnen in geringer Entfernung vom Scheitel sich kleine flache Höcker zu erheben, welche die Anlagen fächerförmiger, von einer einfachen kurzen Stielzelle getragener Schuppen sind. Nur bei den in Blütenbildung begriffenen Exemplaren treten uns hier auch Anlagen von Achselknospen entgegen.

Um uns mit dem Bau des Vegetationskegels eingehender bekannt zu machen, wählen wir einen schönen, medianen Längsschnitt aus und behandeln ihn mit Javellescher Lauge (Eau de Javelle). Alsbald beginnen Gasblasen aus dem Präparate zu entweichen. Die Einwirkung hat je nach Umständen kürzer oder länger zu dauern. Die schönsten Bilder erhält man an Schnitten aus Alkoholmaterial. Die Javellesche Lauge löst den plasmatischen Zellinhalt auf, während die Zellwände scharf hervortreten. Die Zellenzüge sind alsdann leicht zu verfolgen. Sobald der nötige Grad der Durchsichtigkeit erreicht ist, wäscht man das Präparat mit Wasser aus. Ist der Schnitt zu hell geworden, so läßt sich dem Übelstande durch Zusatz von Alkohol oder von Alaunlösung abhelfen. Sollten etwa abgeschiedene Kalkkörner dem Präparate anhaften, so kann man sie mit verdünnter Essigsäure entfernen. Die ausgewaschenen Präparate lassen sich in Glyzerin dauernd aufbewahren. Doch müssen sie zunächst in sehr verdünntes Glyzerin gelegt werden, das man an der Luft sich langsam konzentrieren läßt. Unter Umständen gewinnt das Präparat noch an Schärfe durch schwache Tinktion seiner Zellwände mit Bismarckbraun oder Safranin. — Wie in diesem Falle, so läßt sich die Javellesche Lauge auch in anderen anwenden, wenn es gilt, den Zellinhalt zu lösen und die Zellwände hervortreten zu lassen. Kutinisierte Membranen werden von der Javelleschen Lauge nach einiger Zeit angegriffen. Sind die Zellen sehr reich an Fett, so muß die Einwirkung der Lauge länger dauern, ebenso wenn die Zellen viel Stärke enthalten. Steht die Javellesche Lauge nicht zur Verfügung, so behandle man den Schnitt mit konzentrierter Kalilauge, wasche ihn aus und lege ihn in konzentrierte Essigsäure. Nach einiger Zeit untersuche man ihn in dieser Essigsäure oder in Kaliumazetat. — Es ist von Vorteil, den Schnitt nicht direkt auf den Objektträger, sondern auf ein auf diesem befindliches Deckglas zu legen und mit einem zweiten Deckglas zu bedecken. So ist man in der Lage, den Schnitt nach Bedürfnis zugleich mit den Deckgläsern umzukehren und ihn von beiden Seiten zu betrachten; doch muß dafür gesorgt werden, daß keine Flüssigkeit zwischen das

untere Deckglas und den Objektträger gelange. Auch kann man sich zu diesem Zwecke durchbohrter Objektträger bedienen, wie sie jetzt von den verschiedenen Werkstätten für mikroskopische Bedarfsgegenstände zu beziehen sind. Die Öffnung in solchen Objektträgern pflegt mit einem Deckglas verschlossen zu sein, das in den Objektträger etwas eingesenkt ist. Auf dieses Deckglas kommt der zu behandelnde Gegenstand zu liegen und wird mit einem zweiten Deckglas bedeckt. Man kehrt dann den Objektträger nach Bedürfnis um.

Wir konstatieren nunmehr bei stärkerer Vergrößerung (vgl. die Fig. 67) eine ganz bestimmte Anordnung der Zellen im „Meristem" des Vegetationskegels. Es sind mantelförmige Zellschichten, deren Scheidewände eine Schar konfokaler Parabeln bilden. Die äußerste Zellschicht, welche den Vegetationskegel deckt und als einfache Zellschicht auch über die Blattanlagen läuft, ist das die Epidermis bildende Dermatogen (*d*). Unter diesem lassen sich noch vier, ja selbst mehr undifferenzierte Gewebeschichten (Meristemschichten) über den Scheitel verfolgen, welche dem „Periblem" (*pr*) angehören, aus welchem die primäre Rinde des Stengels hervorgeht. Endlich finden wir einen zentralen Zylinder, der, kegelförmig verjüngt, nach oben mit meist einer Zelle abschließt, und aus welchem, wie tiefer am Schnitte zu konstatieren ist, der Zentralzylinder des Stengels sich bildet. Dieses Gewebe bezeichnen wir als Plerom (*pl*) — Epidermis, primäre Rinde und Zentralzylinder haben somit bei Hippuris ihre eigenen „Histogene". Nicht in allen Vegetationskegeln der Phanerogamen sind aber die Histogene so scharf wie in diesem Falle voneinander gesondert. Bei vielen Gymnospermen (Abietineen, Cycadeen) ist eine scharfe Trennung zwischen Dermatogen und Periblem nicht vorhanden, und oft Periblem vom Plerom überhaupt nicht deutlich geschieden. Bei den Angiospermen ist das Dermatogen stets scharf abgesetzt, doch eine Grenze zwischen Periblem und Plerom häufig nicht vorhanden. Es handelt sich somit überhaupt nicht um eine Verschiedenheit der Gewebe, die sich bis in das Meristem des Vegetationskegels fortsetzen sollte, vielmehr um mechanische Anordnungen der Zellwände, welche die nötige Festigkeit dem jungen Gewebe verleihen. Deutlich tritt uns in dieser Anordnung die rechtwinklige Schneidung der antiklin, das heißt senkrecht die Oberfläche treffenden und der periklin, das heißt parallel zu dieser laufenden Wände entgegen. — Für Anlage der Blätter sehen wir in der äußersten Schicht des Periblems zunächst perikline Teilungen erfolgen bei (*f*), denen antikline folgen. Das Dermatogen der sich vorwölbenden Stelle bleibt einschichtig, es teilt sich nur durch antikline Wände.

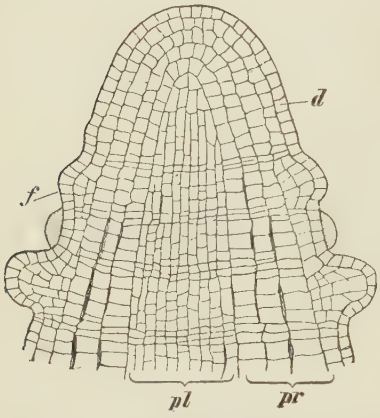


Fig. 67. Längsschnitt durch den Vegetationskegel von Hippuris vulgaris. *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *f* Blattanlage. Vergr. 240.

Falls Hippuris nicht zur Verfügung steht, kann Elodea canadensis mit sehr ähnlichem Vegetationskegel ihn ersetzen. Ganz entsprechend verhalten sich auch Myriophyllum- oder Ceratophyllum-Arten.

An diesen letzteren ist die Untersuchung der Vegetationskegel besonders leicht. Man bringt eine von der Pflanze abgetrennte Knospe in Wasser unter Deckglas und drückt auf letzteres. Die jüngsten Internodien der Knospe trennen sich von den älteren und treten frei hervor. An den Enden der Blattanlagen fallen Zellen mit starklichtbrechendem Inhalt auf. Fügt man kalte Fehlingsche Lösung hinzu, so färbt sich dieser Inhalt rotbraun, mit Vanillinsalzsäure purpurrot. Es handelt sich um das bei Wasserpflanzen verbreitete Myriophyllin.

Wir wollen hierauf einen jener flachen Vegetationskegel betrachten, wie sie den meisten Phanerogamen zukommen. Als Beispiel mag der als Zierstrauch in allen Gärten kultivierte Evonymus japonicus dienen, den man zu jeder Jahreszeit untersuchen kann, und dessen Knospen sich sehr gut schneiden lassen. Wir stellen zunächst Querschnitte her, um eine Scheitelansicht des Vegetationskegels zu gewinnen. Wir behandeln die Schnitte hier ebenso, wie wir es bei Hippuris getan. Bei schwacher Vergrößerung erkennen wir den Vegetationskegel als flachen Höcker, umgeben von den jüngsten Blattanlagen. Diese stehen in zweigliedrigen, alternierenden Wirteln, also dekussiert. Jedes neue Blattpaar erhebt sich nach entsprechender Größenzunahme des Vegetationskegels in den zwischen den beiden vorausgehenden Blättern vorhandenen Lücken (Fig. 68 *A*). — Vergrößern wir jetzt das Objekt, so gelingt es uns, die Anordnung der Zellen am Scheitel zu verfolgen (*B*). Querschnitte, dicht unter dem Scheitel geführt, zeigen uns zunächst die Differenzierung des „Procambiums", welches die Gefäßbündel bilden soll und zwar in Gestalt einer rhombischen Figur, mit etwas vortretenden, abgerundeten Kanten. Das Procambium besteht aus dünnwandigen, engen, radial angeordneten Zellen. An den Kanten der von ihm gebildeten Figur beginnt die Ausbildung der Elemente des Gefäßbündels: Vasalprimanen an der inneren, Cribralprimanen an der äußeren Seite. Die Procambiumzone öffnet sich an den Stellen eintretender Blattgefäßbündel, um sie aufzunehmen. In den Achseln der jungen Blätter sieht man die Anlagen je einer Achselknospe. — Einen medianen Längsschnitt führt bei schwacher Vergrößerung unser Bild Fig. 68 *C* vor. Der flache Vegetationskegel, die an Größe zunehmenden Blattanlagen, die Achselknospen (*g*), die Differenzierung des Marks (*m*), der Procambiumzone (*pc*), der den Blättern und dem Stamme gemeinsamen Gefäßbündel [der sogenannten Blattspuren (*pf*)] und der primären Rinde (*c*) sind an ihm zu sehen. Mark und Rinde führen große Mengen von Kristalldrusen aus Kalziumoxalat. An frisch in Wasser untersuchten Schnitten erscheinen Mark und Rinde grünlich, während die Procambiumzone sich hell zeichnet. — Um die Anordnung der Zellen am Vegetationskegel zu verfolgen, wenden wir wieder entsprechende Reagentien, etwa Javellesche Lauge, an. Wir finden zu äußerst am Vegetationskegel das einschichtige Dermatogen (Fig. 68 *D*, *d*); darunter drei Mantelschichten, die wir als Periblem zu bezeichnen haben (*pr*) und dann das nicht überall scharf gegen das Periblem abgegrenzte Plerom (*pl*). Der Vegetationskegel erscheint zwischen zwei fortgeschritteneren Blatthöckern sehr schmal; so bekommt man ihn gewöhnlich zu sehen. Dagegen muß man oft lange schneiden, bevor man die ersten Anlagen von Blättern antrifft. Ist dies gelungen, so präsentiert sich das Bild wie in der beigefügten Fig. 68 *D*. Der Vegetationskegel erscheint dann viel breiter, die Histogene lassen sich besser in ihm verfolgen. Die Bildung der Blätter wird eingeleitet durch perikline Teilungen in den beiden äußersten Periblemschichten

(bei *f*); das Dermatogen bleibt einschichtig. — Eben solche Teilungen wie für Anlage der Blätter finden in der Achsel des drittjüngsten Blattpaarung zur Bildung der Achselknospen statt; der Vorgang wird auch durch perikline Teilungen in den hypodermalen Zellschichten eingeleitet.

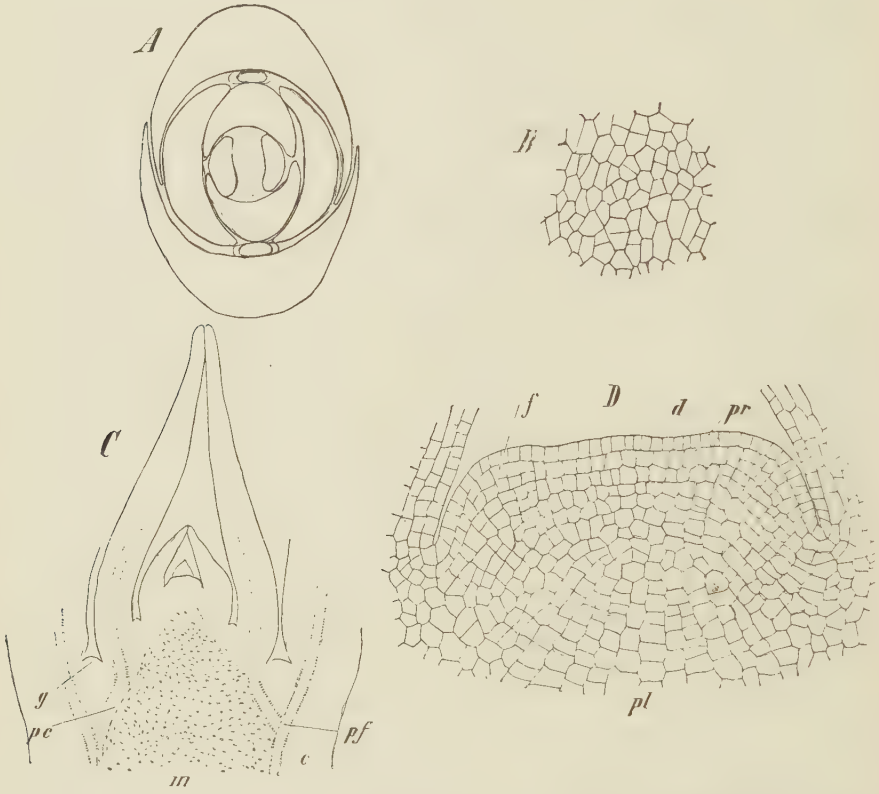



Fig. 68. Stammspitze von Evonymus japonicus. *A* Seine Scheitelansicht, 12mal vergrößert. *B* Scheitelansicht des Vegetationskegels, 240mal vergr. *C* Medianer Längsschnitt durch die Stammspitze, 28mal vergr. *D* Medianer Längsschnitt durch den Vegetationskegel, 240mal vergr. *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *f* Blattanlage, *g* Knospenanlage, *pf* Blattspuren, *pc* Procambiumring, *m* Mark, *e* primäre Rinde.

An Stelle von Evonymus könnten treibende Sprosse von Syringa und der meisten anderen Sträucher und Bäume mit dekussierter Blattstellung treten.

# XVII. Abschnitt.

## Vegetationskegel der Wurzel.

**Untersuchungsmaterial.**

Wurzeln der Gerste oder einer anderen Graminee, frisch. — Wurzeln von Pteris cretica oder eines anderen Farns, frisch oder in Alkohol.

**Reagentien.**

Chloralhydratlösung. — Javellesche Lauge.

Es gilt nunmehr, den Vegetationskegel einer Wurzel zu untersuchen. — Als typisches Beispiel für angiosperme Pflanzen wählen wir hierfür eine Gramineenwurzel. Die Gramineenwurzeln führen uns freilich nur einen der bei Phanerogamen möglichen Typen des Wurzelwachstums vor, doch einen recht verbreiteten und instruktiven, der daher sehr geeignet ist, uns in die betreffenden Vorgänge einzuführen. Wir verschaffen uns völlig unversehrte Wurzeln der gemeinen Gerste, Hordeum vulgare, und stellen, um uns zu orientieren, zunächst Querschnitte durch einen älteren Wurzelteil her. Wir finden in der Mitte des Zentralzylinders ein weites Gefäß, dann in dessen Umkreis etwa acht Vasalteile, die mit ebensovielen Siebteilen alternieren. Wie auch sonst bei Gramineen, reichen die Gefäßtracheiden der Vasalteile hier bis an die Endodermis, unterbrechen somit den Pericykel. In der Endodermis kann man die verkorkten Streifen der radialen Wände als dunkle Schatten erkennen; dann folgt die dicke primäre Rinde. — Den Längsschnitt durch die Wurzelspitze stellen wir zwischen Daumen und Zeigefinger her, was nur an frischem Material zu gelingen pflegt. Dieser Schnitt muß ganz genau median sein; dann ist das Bild klar, auch ohne Einwirkung von Reagentien, doch läßt sich auch hier mit Vorteil Javellesche Lauge, beziehungsweise Chloralhydratlösung verwenden. — Vor allen Dingen fällt es auf, daß der Wurzelkörper von der Wurzelhaube scharf abgegrenzt ist. Man kann tatsächlich eine Linie, welche der Außenfläche der Epidermis folgt, fortgesetzt über den Scheitel, zwischen Wurzelkörper und Wurzelhaube, verfolgen (vgl. die Fig. 69). Doch läuft das Dermatogen nicht als solches über den Scheitel, vielmehr ist zu konstatieren, daß das Dermatogen (*d*) und das Periblem (*pr*) am Scheitel in gemeinsamen Initialen gipfeln. In unserer Figur sind zwei solche gemeinsame Initialen vorhanden, es könnten ihrer noch mehr sein. Das Dermatogen erreicht als solches diese Initialen; das Periblem tritt auch nur eine Zellschicht stark, bis an sie heran. Das Plerom gipfelt unter dieser gemeinsamen Dermatogen-Periblem-Kappe in eigenen Initialen. An die Linie, welche Wurzelkörper und Wurzelhaube trennt, grenzen nach außen die Initialen für die Wurzelhaube, eine flachzellige Schicht bildend, die als Kalyptrogen (*k*) bezeichnet wird. Die von den Kalyptrogen nach außen abgegebenen Zellen sind, ihrem Ursprunge gemäß, in gerade Reihen angeordnet; zunächst flach, gewinnen sie bald an Höhe. Am Gipfel der Wurzelhaube runden sie sich ab, trennen sich schließlich voneinander und werden desorganisiert (*r*). — Eine Eigentümlichkeit der Gramineen ist es, daß ihr Dermatogen an der Außenseite stark verdickt wird (*c*). Diese verdickte Außenwand ist weißglänzend,

stark quellbar und erscheint um so dicker, je länger der Schnitt im Wasser liegt. An den seitlichen Grenzen der Zellen sieht man lichtbrechende Streifen mehr oder weniger tief in die verdickte Außenwand sich fortsetzen. Es sind das die primären Wände der Zellen und zwar ragen sie um so tiefer in die verdickte Wand hinein, je älter sie sind. Diese Wand zeigt deutliche Schichtung. Das Periblem hat durch

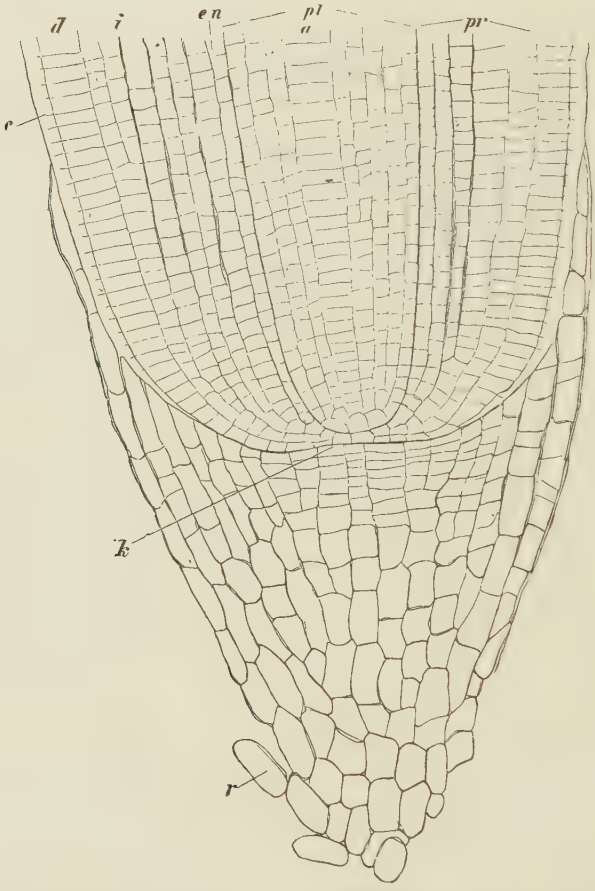



Fig. 69. Medianer Längsschnitt durch die Wurzelspitze von Hordeum vulgare. *k* Kalyptrogen, *c* verdickte Außenwand der Epidermis, *d* Dermatogen, *pr* Periblem, *pl* Plerom, *en* Endodermis, *i* mit Luft erfüllter Intercellulargang, *a* Zellreihe, welche das zentrale Gefäß bilden wird, *r* abgestoßene Zellen der Wurzelhaube. Vergr. 180.

perikline Teilungen die Zahl seiner Zellagen rasch vermehrt. Zwischen seinen inneren Zellagen treten sehr bald mit Luft erfüllte Interzellulargänge auf, so wie dies in unserer Figur durch dunkle Linien angedeutet ist (z. B. bei *i*). Das Periblem erzeugt die Rinde, seine innerste Schicht wird zur Endodermis. Das Plerom endet kegelförmig in einer Gruppe von Initialen; zwei solche Initialen sind in dem abgebildeten Längsschnitt zu sehen. Das Plerom bildet den Zentralzylinder. Die Differenzierung des großen, zentralen Gefäßes im letzteren läßt sich bis unter

die Initialengruppe verfolgen. Die Zellen, aus denen dieses Gefäß hervorgehen soll, zeichnen sich durch größere Breite aus (*a*).

Wir haben, um die Zahl der Aufgaben nicht über die Maßen zu steigern, darauf verzichtet, einen Stammvegetationskegel zu untersuchen, der mit Scheitelzelle wächst. Wir wollen aber, um Einblick auch in diese Art des Wachstums zu gewinnen, eine mit Scheitelzelle versehene Wurzel jetzt ins Auge fassen. Denken wir uns bei einer solchen Wurzel die Haube und die Vorgänge, die zu ihrer Bildung führen, hinweg, so haben wir es im wesentlichen mit entsprechenden Verhältnissen wie am Stammvegetationskegel zu tun. Die mit Scheitelzelle

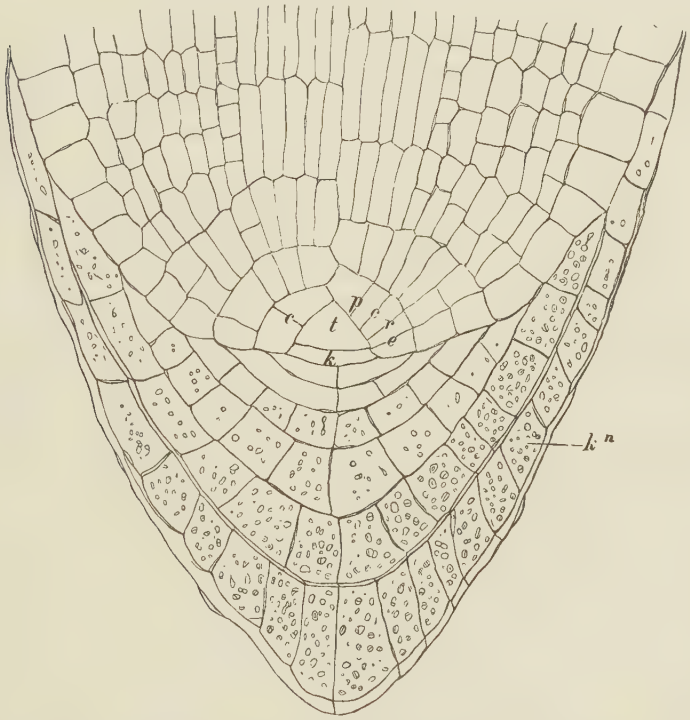



Fig. 70. Medianer Längsschnitt durch die Wurzel von Pteris cretica. *t* Scheitelzelle, *k* Kappeninitiale, *kn* äußerste Kappe, *c* Mittelrindenwand, *p* Außenwand des Zentralzylinders, *r* Außenrindenwand, *e* Epidermiswand. Vergr. 240.

wachsenden Wurzeln stehen freilich an Mannigfaltigkeit des Verhaltens den mit Scheitelzelle wachsenden Stämmen weit nach. Stets tritt uns bei solchen Wurzeln nur die dreiseitig pyramidale Scheitelzelle entgegen und auch die Gliederung der aus ihr erzeugten Segmente bleibt sich im wesentlichen gleich. — Wir untersuchen die Wurzeln von Pteris cretica (Fig. 70), können aber ebensogut andere Farnkräuter wählen. Durch Umstülpen der Blumentöpfe, in welchen Farne kultiviert werden, gelangen wir leicht zu unversehrten Wurzelspitzen. Die Wurzeln von Pteris cretica, wie der Farnkräuter überhaupt, sind diarch gebaut; mit den beiden Gefäßteilen wechseln zwei flache Siebteile ab; der Pericykel (Pericambium) ist einschichtig, die Endodermis flach, die primäre Rinde

gebräunt, in ihren inneren Teilen stark verdickt. Wir suchen zwischen Daumen und Zeigefinger einen feinen medianen Längsschnitt durch die Wurzelspitze zu erhalten. Es ist nicht eben schwer, die Scheitelzelle zur Ansicht zu bekommen; sie ist von dem Gewebe der Wurzelhaube bedeckt. Diese Scheitelzelle (*l* Fig. 70) hat die Gestalt einer dreiseitigen Pyramide, deren konvexe Grundfläche nach der Haube gekehrt ist, während die durch das Zusammenstoßen der drei Seitenflächen gebildete Spitze sich in den Wurzelkörper versenkt. Die Teilungen erfolgen parallel zu den Seitenflächen; außerdem wird von Zeit zu Zeit, meist nach je drei der seitlichen Teilungen, eine der konvexen Grundfläche gleichgerichtete Wand gebildet (Fig. 70 bei *k*). Die Scheitelzelle behält bei dieser Teilung ihre Form; die nach außen abgegebene Zelle hat aber nahezu die Gestalt eines Kugelabschnittes. Diese Zelle (*k*) ist eine Kappeninitiale; sie gibt einer kappenförmigen Zellschicht der Wurzelhaube, einer Kappe, den Ursprung. Sie teilt sich zunächst durch eine auf ihrer Grundfläche senkrechte Wand in zwei Hälften; jede Hälfte erfährt eine weitere Teilung, so daß vier im Grundriß quadratische Zellen entstehen. In diesen wiederholen sich die Teilungen stets durch senkrecht gegen die Grundfläche gerichtete Wände, so daß eine ältere Kappe ($k^n$) auß einer großen Anzahl von Zellen besteht. Die Zellen der älteren Kappen füllen sich mit Stärkekörnern. Sie werden allmählich desorganisiert, während die Scheitelzelle fort und fort neue Kappeninitialen nachliefert. Die Außenwände der zeitweilig äußersten Kappenzellen werden stark verdickt. — Die parallel zu den Seitenflächen der Scheitelzelle gebildeten Scheidewände, durch welche die Segmente des Wurzelkörpers angelegt werden, folgen der Richtung einer Schraubenlinie. Die Aufeinanderfolge der Scheidewände innerhalb der Segmente ist eine ganz bestimmte, und baut sich der Wurzelkörper demgemäß regelmäßig auf. Alsbald ist eine ähnliche Sonderung der Histogene wie in dem Wurzelkörper einer phanerogamen Wurzel vollzogen, und macht es daher den Eindruck, als wenn die Scheitelzelle nur eine Lücke in diesem Schichtensystem der Histogene sei.

# XVIII. Abschnitt.

## Vegetativer Aufbau der Bryophyten.

**Untersuchungsmaterial.**

Mnium undulatum oder eine andere Mnium-Art oder auch eine Bryum-Art, frisch, beziehungsweise aufgeweichtes Herbarmaterial. — Sphagnum acutifolium oder eine andere Sphagnum-Art frisch; falls frisches Material nicht zu erlangen, aufgeweichtes Herbarmaterial. — Marchantia polymorpha frisch.

**Einbettungsmittel. Reagentien.**

Glyzeringummi. — Schwefelsäure.

Wir wenden uns nunmehr dem vegetativen Aufbau der Moose zu. Wir beginnen mit einem Falle, in welchem die Differenzierung der Gewebe verhältnismäßig weit fortgeschritten erscheint: mit Mnium undulatum. Wir führen zunächst zarte Querschnitte durch das Stämmchen aus (Fig. 71). In der Mitte des Stämmchens fällt uns ein Zylinder

aus englumigen, dünnwandigen Zellen auf; er kann als sehr einfach gebautes „Leitbündel“ gelten (*t*). Seine Elemente heben sich durch die gelbbraune Färbung ihrer Wand von der Umgebung ab. An dieses Leitbündel stoßen die weitlumigeren, mit grünlich-gelben Wänden und lebendem, chlorophyllhaltigem Inhalt versehenen Zellen der Rinde (*c*). Die innerste Schicht dieser Rinde zeichnet sich durch größere Widerstandsfähigkeit gegen Schwefelsäure aus, ohne jedoch irgendwie scharf als eine Scheide abgesetzt zu sein. Die Rindenzellen nehmen zunächst von innen nach außen etwas an Weite zu, an der Peripherie werden sie rasch enger und dickwandiger und gehen endlich ohne Grenze in die ein- bis zweischichtige, englumige, starkverdickte Epidermis (*e*) über. An zwei bis drei Stellen, unter Umständen auch nur noch an einer, sieht man die äußere Zellschicht des Stämmchens sich unmittelbar in einschichtige Zellplatten fortsetzen, welche den an Stämmchen abwärts laufenden Blattflügeln (*f*) entsprechen. Querschnitte, welche durch den unteren, blattlosen, stark gebräunten Teil des Stämmchens geführt werden, zeigen die Wände der peripherischen Zellschichten dunkelbraun gefärbt. Aus einzelnen Zellen der Oberfläche sind lange, braunwandige, vielfach verzweigte Zellfäden hervorgewachsen, welche als Rhizoiden bezeichnet werden (*r*). Diese Rhizoiden sind durch schräggestellte Scheidewände ausgezeichnet. Unter zahlreichen solchen Scheidewänden und zwar unter deren emporgehobenem Rande, entspringen weiter sich verzweigende Seitenzweige. Nur die fortwachsenden Spitzen der Rhizoiden haben farblose Wände aufzuweisen.

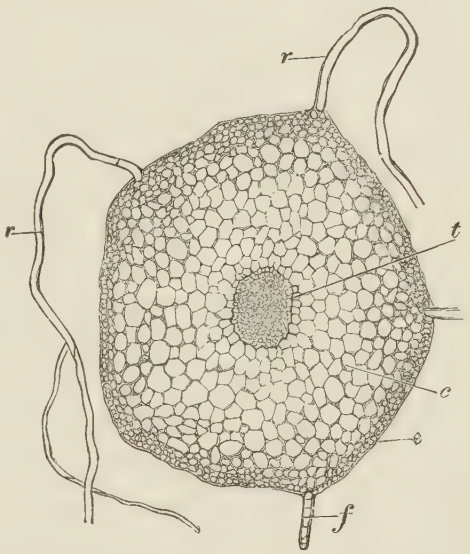



Fig. 71. Querschnitt durch das Stämmchen von Mnium undulatum. *t* Leitbündel, *c* Rinde, *e* Epidermis, *f* Blattflügel, *r* Rhizoiden. Vergrößerung 90.

Die größte Ähnlichkeit mit solchen Rhizoiden zeigt in Hinsicht auf Verzweigung und schräge Stellung der Scheidewände, der „Vorkeim“ der typischen Laubmoose, das sogenannte Protonema, das sich aus der keimenden Spore entwickelt. Doch sind dessen Zweige, soweit sie nicht in den Boden dringen, nicht gebräunt und führen zahlreiche Chlorophyllkörner. Die Knospen, welche sich zu den Stämmchen solcher Laubmoose entwickeln, sind Seitenzweige dieses Protonema. Die nahe Verwandtschaft von Rhizoiden und Protonema zeigt sich auch in dem Umstande, daß die Rhizoiden, feucht gehalten und dem Licht ausgesetzt, Protonema erzeugen können, welches zahlreichen neuen Pflänzchen den Ursprung zu geben vermag. Es genügt, Mniumrasen mit der Unterseite nach oben zu legen und feucht zu halten, um reichlichen, grünen Protonemafilz aus den Rhizoiden zu erzielen.

Hat der Querschnitt eine beschädigte Stelle des Mnium-Stämmchens getroffen, so kann man feststellen, daß diese nicht durch Kork abgeschlossen ist, denn solchen vermögen die Bryophyten und auch fast sämtliche Gefäßkryptogamen nicht zu bilden, es haben vielmehr die an die Wunde grenzenden Zellen ihre Wände so verdickt und gebräunt, daß sie in dieser Beziehung, den anderen Zellen der Oberfläche gleichen.

Nahe der Oberfläche zeigt der Querschnitt vereinzelte kleine Stränge dünnwandiger Zellen, die auch in ihrer Färbung mit dem zentralen Leitbündel übereinstimmen. Es sind das aus den Blättern eintretende Leitbündel, welche beim Mnium blind in der Stengelrinde endigen, während sie bei den vollkommener ausgestalteten Polytrichum-Arten bis zum axilen Leitbündel des Stengels laufen und sich mit ihm vereinigen. — Ein Blatt, das wir ohne weitere Zubereitung in einem Wassertropfen des Objektträgers untersuchen, zeigt uns eine einschichtige Lamina und einen mehrschichtigen Mittelnerv. Letzterer endet unter einem terminalen Zahn, der aus einer Anzahl rhombischer Zellen besteht. Die Zellen der Blattnerven sind langgestreckt, die peripherischen führen Chlorophyllkörner. Die einschichtige Blattlamina besteht aus polygonalen chlorophyllhaltigen Zellen. Die bandartige Umsäumung ihres Randes wird von langgestreckten, stärker verdickten Zellen gebildet. Die äußersten am Rande tragen, in annähernd gleichen Abständen, ein- bis zweizellige, scharf zugespitzte Zähne. Querschnitte durch die Blätter bekommt man zugleich mit den Querschnitten durch das Stämmchen. Will man von abgetrennten Blättern Querschnitte ausführen, was bei ihrer geringen Dicke keine ganz leichte Aufgabe ist, so kann man sich die Sache wesentlich erleichtern, wenn man mit Glyzeringummi eine größere Anzahl Blätter aufeinander klebt und hierauf erst, ohne das Trocknen des Gummis abzuwarten, den ganzen Komplex zwischen Holundermark schneidet. Dann legt man die Querschnitte ins Wasser, worin das Gummi alsbald gelöst wird. Diese Methode läßt sich überall da anwenden, wo es gilt, von sehr dünnen Objekten Querschnitte zu gewinnen. — An den Querschnitten unserer Moosblätter stellen wir nun mit aller Sicherheit fest, daß die Lamina einschichtig ist, die Zellen am Blattsaume stark verdickt sind. Der Nerv springt an der Unterseite stärker als an der Oberseite vor. In dessen Mitte, etwas näher der Unterseite, liegt ein Strang dünnwandiger Zellen, in welchem wir das Leitbündel wiedererkennen, das wir zuvor nach seinem Eintritt in die Rinde sahen. Dieser dünnwandige Strang wird nach der Rückenfläche zu von einigen stark verdickten, englumigen Zellen gestützt.

Ein welkes Pflänzchen, mit dem unteren Querschnitt seines Stämmchens in Wasser gesetzt, bleibt welk, wird hingegen rasch turgeszent, wenn wir es mit den Blättern in Wasser tauchen. Die Wasseraufnahme wird eben bei den Moosen durch die oberirdischen Teile vollzogen, während die Rhizoiden nur zur Befestigung im Boden dienen.

Besondere Eigentümlichkeiten bietet der Bau der Torfmoose dar und soll daher hier auch noch in Betracht gezogen werden. Wir führen Querschnitte durch das Stämmchen von Sphagnum cymbifolium oder acutifolium aus. Diese Querschnitte (Fig. 72) zeigen uns einen innern Gewebezylinder, der in seinen mittleren Teilen aus weitlumigen, etwas kollenchymatisch verdickten Zellen aufgebaut wird, während nach außen zu seine Zellen allmählich enger werden und sich in den äußersten Lagen gelbbraun färben (*sk*). Ein besonderes Leitbündel ist im Innern dieses Gewebezylinders nicht vorhanden. Nach außen wird er von einer

großzelligen, meist dreischichtigen Außenrinde umgeben (*w*). Die Zellen der letzteren schließen unvermittelt an die englumigen, gelbbraunen Zellen des inneren Gewebezylinders an. Sie sind durch große, kreisrunde bis ovale offene Poren und zarte Schraubenränder ausgezeichnet. Die Löcher (*l*) lassen sich leicht erkennen, und daß sie wirklich die Hohlräume dieser Zellen in offene Verbindung setzen, stellt man leicht an Schnittstellen fest, die solche Poren getroffen haben. Auch sieht man nicht selten in diesen Zellen Pilzfäden oder kleine Tiere, die ohne Hindernis durch die Poren aus einer Zelle in die andere vordringen. Diese porösen Elemente der Außenwände von Sphagnum führen nur noch Wasser oder Luft und sind ohne lebenden Zellinhalt. Sie dienen der Pflanze als Kapillarapparate, durch welche das Wasser den Verbrauchsorten zugeführt wird. Kutinisierte Teile fehlen der Pflanze;

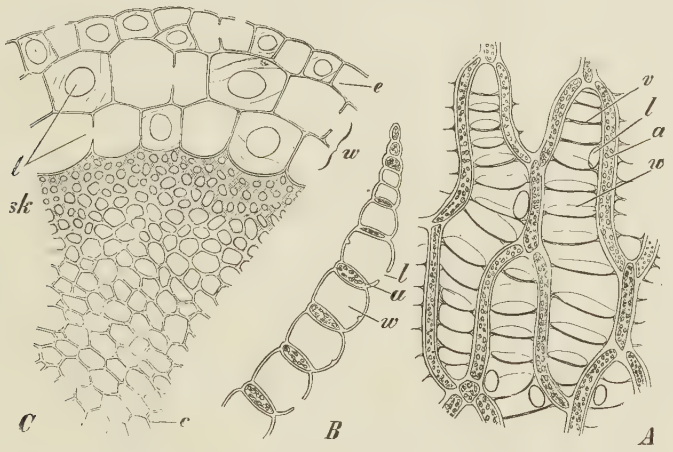



Fig. 72. *A* aus dem Blatt von Sphagnum cymbifolium. *a* chlorophyllhaltige Zellen, *w* wasserleitende Zellen mit Verdickungsleisten *v* und Löchern *l*, von der Fläche. Vergr. 300. *B* Querschnitt durch das Blatt von Sphagnum fimbriatum. *C* Teil eines Querschnittes durch den Stengel von Sphagnum cymbifolium, *c* Mitte, *sk* sklerenchymatische Rindenzellen, *w* wasserleitende Zellen mit Löchern und Verdickungsleisten, *e* Epidermis. Vergrößerung 120.

konzentrierte Schwefelsäure löst alsbald das ganze Gewebe auf; relativ am längsten resistieren die Mittellamellen und Zwickel der gelbbraunen Außenzellen des inneren Gewebezylinders.

Die Blattspreite ist eiförmig, ganzrandig, einschichtig und besteht, wie jede Flächenansicht lehrt, aus zweierlei Elementen. Die einen sind schmale, chlorophyllhaltige, somit auch Protoplasma und Zellkern führende, lebende Zellen; die anderen sind tote, mit Wasser oder mit Luft erfüllte, mit Ringen, respektive auch Schraubenbandstücken und zwischenliegenden offenen Poren versehene Zellräume. — Die Tatsache, die uns schon wiederholt auffallen mußte, daß tote, wasserführende Elemente, soweit sie sonst nicht stark verdickt sind, Schraubenbänder, Ringe oder Netze als Wandverdickung tragen, erklärt sich ungezwungen aus dem Umstande, daß genannte Zellen ihres Turgors beraubt sind und diesen mechanischen Apparat brauchen, um nicht zu kollabieren oder zerdrückt zu werden. — Alle grünen Zellen der Blattspreite hängen untereinander zusammen und bilden ein Netzwerk, dessen Maschen

von je einer toten Zelle eingenommen werden. Die grünen Zellen dienen der Kohlenstoffassimilation, die leeren Zellen sorgen, ebenso wie die entsprechenden Zellen der Außenrinde des Stämmchens, als Kapillarapparat, für die Wasserzufuhr. Aufmerksame Betrachtung lehrt, daß die Zahl der Poren gegen den Blattrand zunimmt, daß sie vorwiegend an der Unterseite des Blattes sich befinden und die Seite der dort sich vorwölbenden Zellwände einnehmen. Der Blattrand selbst wird gebildet von den schmalen, grünen Zellen und im Anschluß an diese von einem einreihigen Saume schmaler, an der Außenfläche schwach verdickter, kollabierter, wässerigen Inhalt führender Elemente. Nur die Endflächen dieser Elemente zeigen sich stärker verdickt und springen demgemäß nach außen vor. Ein Nerv fehlt den Blättern ebenso wie ein Leitbündel dem Stämmchen; die Pflänzchen sind somit in dieser Beziehung viel einfacher als Mnium gebaut; komplizierter hingegen in Hinblick auf die Ausbildung ihres Kapillarapparates. Querschnitte (Fig. 72 *B*) belehren uns weiter über das Lagenverhältnis der lebenden und der toten Blattzellen, zeigen uns auch die Löcher (*l*) in letzteren sehr schön.

Der Thallus der auf feuchtem Boden sehr verbreiteten, an ihren runden Brutbechern, eventuell auch an ihren tellerförmigen oder schirmartigen Rezeptakeln leicht kenntlichen Marchantia polymorpha, zeigt einen ziemlich komplizierten Bau. Der Mangel einer kormophyten Gliederung bedingt somit nicht notwendig eine einfache anatomische Struktur. Der Thallus ist lederartig hart; er verzweigt sich durch Gabelung seiner Scheitel, der im Grunde der „Scheitelbuchten" liegen. Hat sich der Sproß kurz zuvor gegabelt, so wird die Mitte der vorderen Einbuchtung von einem Thalluslappen eingenommen, zu dessen beiden Seiten die Scheitelbuchten liegen. In der Mediane jedes Sprosses springt an der Bauchseite eine undeutlich begrenzte Mittelrippe vor. Von dieser aus verlaufen schräg nach vorn gerichtete Streifen bogig gegen den Rand des Thallus. In einiger Entfernung vom Scheitel ist der Thallus durch feine, aus seiner Mediane entspringende Rhizoiden an dem Substrat befestigt. Bringen wir den Thallus, mit der Bauchseite nach oben gekehrt, unter ein Präpariermikroskop, so können wir, mit Hilfe von Nadeln, die Existenz von Schuppen feststellen, die der Thallusfläche entspringen. Es sind hier drei verschiedene Formen von Ventralschuppen vorhanden: „Randschüppchen", die über den Thallusrand meist etwas hinausreichen und gebräunt sind; „Medianschuppen", welche in der Mittellinie stehen und „Laminarschuppen", die zu beiden Seiten der Mittellinie auf dem Thallus inseriert sind, auch fehlen können. Die Medianschuppen, öfters purpurfarbig, alternieren miteinander; ihre Ränder decken sich in der Mediane. Soweit Median- und Laminarschuppen, respektive nur erstere reichen, entspringen dem Thallus feine Rhizoiden, welche, von den Schuppen gedeckt, deren Insertion folgen, bis zum Mittelnerv gelangen und hier in Bündeln weiter abwärts laufen. Die Median- und Laminarschuppen sind es, welche der Thallusunterseite die Streifung verleihen, die uns an ihr schon bei Betrachtung mit dem bloßen Auge aufgefallen war. — Sehen wir uns die Rückenfläche des Thallus mit der Lupe an, so erscheint sie uns in kleine rautenförmige Felder geteilt. Die Grenzen der Felder sind dunkelgrün, die Felder selbst mehr grau. In der Mitte eines jeden Feldes ist eine punktförmige Öffnung vorhanden. — Wir untersuchen hierauf einen Flächenschnitt, der parallel zur Rückenfläche des Thallus geführt worden ist, bei stärkerer Vergrößerung. Wir sehen, daß die Außenzellen der Rückenfläche

polygonal gestaltet, fest verbunden sind und zahlreiche große Chlorophyllkörner führen. Die Grenzen der Felder zeichnen sich deutlich. Jedes Feld wird in der Mitte von einer runden Öffnung eingenommen, die von schmalen, sichelförmig gekrümmten, chlorophyllfreien Zellen, deren Zahl meist vier beträgt, umrahmt ist (Fig. 73*A*). Wo der Schnitt etwas dicker ausfiel, ist unter der freien Außenfläche des Feldes Luft angesammelt. In diesen Luftraum, „die Luftkammer", ragen chlorophyllhaltige Zellfäden hinein. Die seitlich die Luftkammern abgrenzenden Mauern werden aus dicht verbundenen Zellen aufgebaut. Sie sind ein bis mehrschichtig, ihre Zellen chlorophyllhaltig. Einzelne Zellen an der Oberfläche und auch im Innern des Thallus zeichnen sich durch einen stark lichtbrechenden, unregelmäßig umschriebenen, traubenförmigen Körper aus. Diese Körper erscheinen an jüngeren Sprossen schwach bräunlich, an älteren braun gefärbt, bestehen vorwiegend aus fettem Öl und bilden die sogenannten Ölkörper, die bei den Lebermoosen allgemein verbreitet sind. Die Zelle, die einen solchen Ölkörper führt,

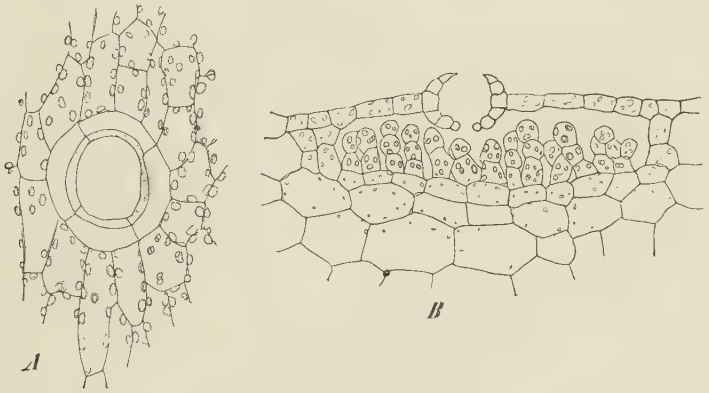



Fig. 73. Marchantia polymorpha. *A* Die Öffnung einer Luftkammer von oben, *B* eine Luftkammer im Querschnitt. Vergr. 240.

zeigt keine anderweitigen, geformten Inhaltsteile. — Flächenschnitte, die uns den Thallus von der Bauchseite vorführen, weisen keine Felderung auf. Die Zellen sind dort gestreckter und chlorophyllärmer als an der Oberseite. Die Rhizoiden, die der Bauchfläche entspringen, zeigen doppelten Bau. Sie sind entweder schmächtig und mit zapfenförmigen Vorsprüngen im Innern versehen, oder dicker und ohne solche Vorsprünge. Die mit den zapfenförmigen Vorsprüngen versehenen, die „Zäpfchenrhizoiden", liegen dem Thallus an und folgen in Bündeln, von den Schuppen gedeckt, dem Mittelnerv. Sie fördern die Wasserzufuhr zu den jüngeren Thallusteilen. Die gewöhnlichen Rhizoiden wenden sich unter spitzem Winkel gleich gegen das Substrat, um an ihm den Thallus zu befestigen. Alle Ventralschuppen sind einschichtig; die medianen bestehen aus noch lebenden, die laminaren und randständigen hingegen aus bereits abgestorbenen Zellen. — Ein Querschnitt durch den Thallus zeigt an der Rückenfläche zunächst eine Zone chlorophyllhaltigen Gewebes. Das Innere des Thallus wird von weitlumigeren, fast chlorophyllfreien Zellen gebildet. In den Wänden dieser Zellen sind stellenweise weite, elliptische Tüpfel zu erkennen. An der Bauchfläche werden die

beiden letzten Zellschichten wieder englumiger, flacher, chlorophyllreicher und bilden die sogenannte ventrale Rindenschicht. Einzelne Zellen fallen auch durch ihre Größe und die starke Lichtbrechung ihres Inhaltes auf, es sind das Schleimzellen. Ein genaueres Studium der chlorophyllreichen Außenschichten der Rückenfläche ergänzt das Bild, das wir in der Flächenansicht gewonnen hatten. Wir sehen zu äußerst eine einfache Schicht flacher Zellen, die über den Luftkammern frei ausgespannt ist und auf den Grenzmauern zwischen ihnen ruht. Über der Mitte einer jeden Luftkammer befindet sich, in der freien Außenschicht, die Öffnung, die, wie es sich jetzt zeigt, von mehreren, etwa vier bis acht, Stockwerken von Zellen eingefaßt wird (Fig. 74 *B*). Die Öffnung verengt sich am oberen und am unteren Ausgange, namentlich an letzterem, und zeigt somit eine tonnenförmige Gestalt. Die Zellen des obersten Stockwerkes laufen in einen häutigen Saum aus. Da die Luft sehr stark in der Atemöffnung festgehalten wird und die Bilder dadurch undeutlich werden, so empfiehlt es sich, die Luft aus den Präparaten zuvor auszupumpen. In die Luftkammer ragen von unten her zwei bis drei Zellen hohe, hin und wieder verzweigte Zellfäden hinein. Diese Zellfäden sind besonders chlorophyllreich; sie entspringen der nächst tieferen, chlorophyllarmen, flachen Zellschicht. Ihnen fällt vor allem das Geschäft der Kohlenstoffassimilation im Thallus zu. An der Ventralseite des Thallus sieht man am Mittelnerv das seitliche, alternierende Übereinandergreifen der Medianschuppen. Zwischen den Schuppen liegen die Querschnitte der Rhizoidenbündel. — Mediane Längsschnitte zeigen die Insertion der stärkeren, vom Thallus abstehenden Rhizoiden und die dem Mittelnerv anliegenden Zäpfchenrhizoiden. — An sonnigen Stellen erwachsene Marchantien haben weit mehr Luftkammern als solche schattiger Standorte aufzuweisen.

# XIX. Abschnitt.

## Vegetativer Aufbau der Pilze, Flechten und Algen. Härtung und Färbung des Zellinhaltes.

### Untersuchungsmaterial.

Agaricus campestris, frisch oder in Alkohol. — Anaptychia ciliaris, frisch oder aufgeweicht. — Cladophora glomerata oder eine andere Art. — Spirogyra majuscula oder eine andere Art mit zentralem Zellkern. Die genannten beiden Algen frisch oder mit 1 proz. Chromsäure fixiert und in Wasser, dem Kampferstücke zugesetzt wurden, aufbewahrt.

### Reagentien. Einbettungsmittel.

Chlorzinkjodlösung. — Jodjodkaliumlösung. — Pikrin-Alkohol. 1 proz. Chromsäure oder konzentrierte Pikrinsäure oder 1 proz. Chromessigsäure oder 1 proz. Chromosmiumessigsäure. — Grenachersches Boraxkarmin oder P. Mayersches Parakarmin; P. Mayersches Hämalaun; Hämatoxylin-Kristalle. — 1 proz. Alaunlösung. — $^1/_2$ proz. bis 1 proz. Salzsäurelösung. — Ammoniak. — Glyzerin. — Glyzerin-Gelatine. — Kanadabalsam.

Die Vegetationsorgane der Pilze bestehen, falls von einer Anzahl einfachster Formen abgesehen wird, aus fadenförmig gestreckten, mehr oder weniger reich verzweigten Elementen, den Hyphen. Diese sind entweder ohne Scheidewände und ihrer ganzen Ausdehnung nach unseptiert,

oder durch Scheidewände, in eine Reihe aufeinander folgender Abschnitte gegliedert. Auch der massivste Pilzkörper wird aus solchen, dann miteinander verflochtenen Hyphen gebildet. Die Hyphen können in manchen Fällen zu so fester gegenseitiger Vereinigung gelangen, daß ein Gewebe zustande kommt, welches das Aussehen parenchymatischer Gewebe höherer Pflanzen nachahmt. Doch ist eben ein solches Gewebe auch dann ein Produkt der Vereinigung von Hyphen und nicht das Ergebnis entsprechender Zellteilungen. — Um uns über diese Art des Aufbaues zu orientieren, nehmen wir den Fruchtkörper eines Hutpilzes (Hymenomyceten) in Untersuchung. Wir wählen den Fruchtkörper des Champignon, Psalliota (Agaricus) campestris, aus, weil der Pilz zu jeder Jahreszeit zu haben ist und außerdem einen relativ einfachen Bau zeigt. Wir stellen uns zunächst einen zarten Längsschnitt aus dem Stiel eines ausgewachsenen Exemplars her. — Wir erkennen an ihm deutlich einen Aufbau aus longitudinal verlaufenden Hyphen und können leicht den Schnitt mit den Nadeln in der Längsrichtung zerfasern. Die Hyphen sind mehr oder weniger parallel zueinander gerichtet, einzelne verlaufen auch schräg zwischen den anderen. Jede Hyphe bildet einen septierten Faden, der sich stellenweise durch Bildung von Seitenästen verzweigt. Diese entspringen entweder dicht unter einer Scheidewand oder auch tiefer aus den Seitenflächen. Hin und wieder stößt man auf ein blindes Zweigende. Häufig erscheinen die Abschnitte benachbarter Hyphen durch einen queren Ast verbunden und kommunizieren offen miteinander. In der Peripherie des Stiels sind die Hyphen schmäler, zugleich dichter zusammengedrängt; ganz an der Oberfläche bräunen sich ihre Wände und ihre Lumina kollabieren mehr oder weniger vollständig. Nach der Mitte des Stiels zu werden die Hyphen ebenfalls schmäler, doch ihr Geflecht sehr locker und daher auch ihr Verlauf ganz unregelmäßig. Große Luftmassen füllen hier die Zwischenräume der Hyphen aus. — Solange der störende Einfluß des Wassers sich auf den Inhalt der Hyphen nicht geltend gemacht hat, ist von diesem Inhalt wenig zu bemerken; nur an den Querwänden zeigt er sich stellenweise stärker angesammelt. Später pflegen sich große Vakuolen in dem Inhalt zu bilden. Vereinzelt trifft man in ihm auch kleine Kristalle.

Der Querschnitt durch den Stiel hat ein parenchymatisches Aussehen, das sich nur in den mittleren Teilen des Schnittes, wo die Hyphen sich auch von der Seite zeigen, verliert. Dieses Gewebe erscheint wie aus ungleich großen, unregelmäßig polygonalen Zellen gebildet, mit mehr oder weniger zahlreich dazwischen befindlichen Interzellularräumen und Lücken (Fig. 74). Bei aufmerksamer Durchmusterung des Schnittes bemerkt man genau in der Mitte manches Hyphendurchschnitts einen lichtbrechenden Punkt (vgl. die Fig.). Der Schnitt hat hier eine Querwand gestreift und der mittlere Punkt zeigt die Stelle eines Tüpfels an, der jederseits der Scheidewand von einer kleinen Ansammlung stark lichtbrechender Substanz bedeckt ist. — Die Abschnitte der Hyphen führen im protoplasmatischen Wandbelag zahlreiche sehr kleine Kerne. Den jungen Zellen kommen zunächst nur zwei Kerne zu.

In den Membranen der meisten Pilze ist Chitin nachgewiesen worden. Zu seinem Nachweis werden die Pilze in Stücke zerlegt, diese zuerst mit verdünnter Kalilauge, dann mit kochender, verdünnter Schwefelsäure, hierauf mit Alkohol und endlich mit Äther behandelt. Das zurückbleibende weiße Produkt, das beim Trocknen hart und hornartig wird,

besitzt alle Eigenschaften des Chitins. Es ist in allen Reagentien, ausgenommen die konzentrierten Säuren, unlöslich[1]).

Über den Bau des Lagers (Thallus) der Flechten orientieren wir uns am besten an der an Baumstämmen allverbreiteten Anaptychia ciliaris. Wir berücksichtigen jetzt nur den Bau des Thallus, nicht die etwa auf ihm befindlichen schüsselförmigen Apothezien. Der Thallus ist aufsteigend, blattartig-strauchig, an der Rückenfläche graugrün bis lebhaft grün, an der Bauchfläche grau. Von den Rändern des Thallus entspringen steife Wimpern, die sich an den Enden oft gabelig teilen, und wo sie das Substrat erreichen, mit ihm verwachsen. Wir spannen ein Stückchen Thallus zwischen Holundermark ein und führen Querschnitte durch beide. Hinreichend starke Vergrößerung vorausgesetzt, sehen wir, daß der Thallus an seiner Rückenfläche aus eng verflochtenen, dickwandigen Hyphen besteht. Diese erzeugen die sogenannte Rindenschicht. Weiter nach innen zu treten die Windungen der Hyphen auseinander, um die lockere „Markschicht" zu bilden. Dort stellt man leicht fest, daß die Hyphen lange, von Zeit zu Zeit sich verzweigende, durch Querwände septierte Schläuche darstellen. An der Grenze von Rinde und Mark sind relativ große, grüne, kugelrunde Zellen eingestreut. Sie stimmen mit der Algenart Chlorococcum humicola (Naeg.) Rab. überein. Die Hyphen liegen den grünen Algenzellen an und führen ihnen rohe Nahrungssäfte zu, wofür sie einen Teil der in der Alge assimilierten Substanzen zurückempfangen. Es handelt sich hier somit um eine „Symbiose", ein Zusammenleben von Pilz und Alge, das auf gegenseitiger Dienstleistung beruht. An der Bauchfläche des Thallus von Anaptychia verflechten sich die Pilzhyphen wieder fester, um eine Art unterer Rinde zu bilden; oder diese festere Verflechtung unterbleibt und das lockere Markgewebe reicht bis an die Bauchfläche. Letzteres ist ganz vorwiegend der Fall. An den Rändern des Thallus greift aber die Rindenschicht des Rückens für alle Fälle bis auf die Bauchseite herüber. Von diesen Rändern entspringen, wie wir schon makroskopisch feststellen konnten, die Haftfasern (Rhizinen), die aus parallelen, fest verbundenen Hyphen bestehen. Die Wände dieser Hyphen haben bräunliche Färbung. An ihrer Basis gabeln sich oft die Stränge. — Bei anderen Flechten pflegen die Rhizinen meist aus der Bauchfläche des Thallus hervorzugehen. — Chlorzinkjodlösung färbt die Wände der Algenzellen sofort schön blau, während die der Hyphen nur gelbe bis gelbbraune Farbe annehmen.

Fig. 74. Psalliota campestris. Teil eines Querschnittes durch den Stiel eines Fruchtkörpers in zwei Hyphen hat dieser Schnitt die Querwand gestreift; ein zentraler Punkt ist auf ihr zu sehen. Vergr. 540.

Wir haben in Anaptychia ciliaris eine Flechte mit geschichtetem oder heteromerem Thallus kennen gelernt, heteromer, weil die Algenzone eine gesonderte Schicht in dem Thallus bildet. Bei weniger hoch organisierten Flechten ist der Thallus homoeomer, das heißt, die Algen sind durch das ganze Gewebe verteilt. Zu den letzteren zählen auch die Gallertflechten, bei denen die Algen in einer durchscheinenden Gallerte liegen, die von den Hyphen des Pilzes durchsetzt wird. — Die Algen, die sich an dem Aufbau des Flechtenthallus beteiligen, sind je

1) Gilson, Compt. rend. de l'Acad., Paris, 6. Mai 1895 und E. Winterstein, Ber. der Deutschen bot. Gesellsch. 1895, S. 65.

nach der Art verschieden, zeigen sich grün oder blaugrün gefärbt, gehören aber, so gut wie ausschließlich, den niedersten Abteilungen des Algenreiches an. Man faßt sie als „Gonidien“ der Flechten zusammen.

Die Algengattung Cladophora[1]) bietet reichverzweigte, grüne Zellfäden dar, deren Zellen mit fortschreitendem Grade der Verzweigung an Dicke abnehmen. Es ist das die verbreitetste Gattung der Süßwasseralgen, und jede ihrer Arten ist für die Untersuchung geeignet. Die Artbestimmung ist in dieser Gattung aber sehr unsicher. Wir wählen

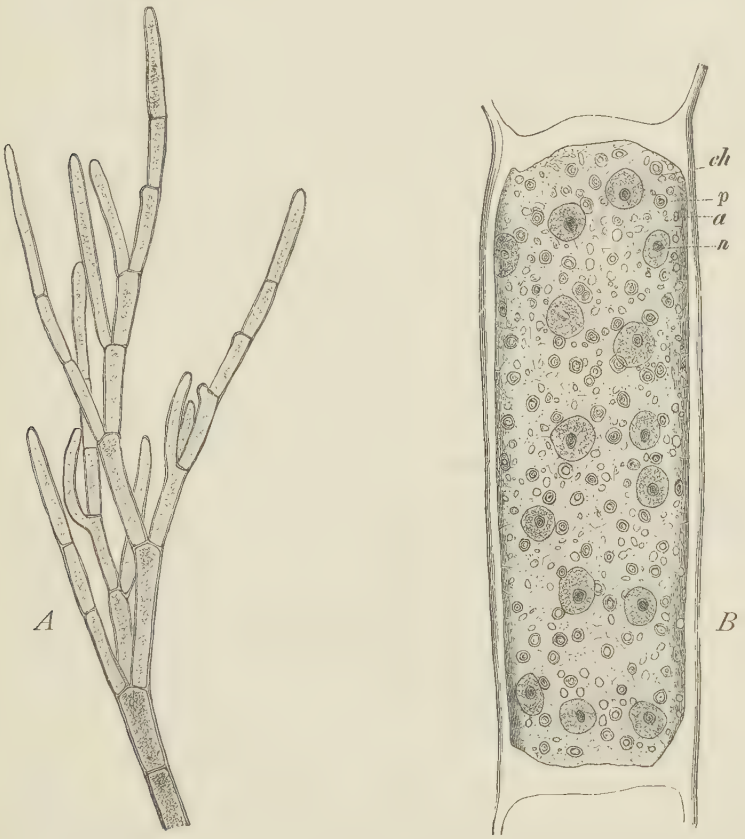



Fig. 75. *A* Stück einer Cladophora glomerata, schwach vergrößert. *B* eine Zelle derselben Cladophora nach einem Chromsäure-Karmin-Präparat. *n* Zellkerne, *ch* Chromatophoren, *p* Pyrenoide, *a* Stärkekörnchen. Vergr. 540.

eine dunkelgrüne, flutende, rasenbildende Art, die Cladophora glomerata (Fig. 75 *A*), zur näheren Betrachtung aus. Sie ist büschelig verzweigt, die Seitenzweige entspringen, wie bei allen anderen Cladophoren, aus den oberen Seitenrändern der Zellen. Die Verzweigung schreitet akropetal fort, so daß die Endglieder der Zweige als Scheitelzellen anzusehen sind. Es gehen aber auch aus älteren Zellen nachträglich Seitenzweige, gewissermaßen Adventivzweige, hervor. Bei hinreichend starker Vergrößerung betrachtet, zeigt sich der grüne Wandbeleg der Zellen gebildet

1) Brand, Beihefte zum Botan. Zentralbl. 1901, Bd. X, S. 481.

aus kleinen, polygonalen, untereinander netzförmig verbundenen Plättchen (Fig. 75 *B ch*), die durch zarte, farblose Linien seitlich getrennt sind. In jedem Plättchen sind mehr oder weniger zahlreiche, blasse Körner (*a*) zu sehen; außerdem liegen in einzelnen Platten relativ große, mehr oder weniger regelmäßige, kuglige, stärker das Licht brechende Gebilde, die als Pyrenoide (*p*) bezeichnet werden und auf Eiweiß reagieren: jedes Pyrenoid ist von einer Stärkehülle umgeben. Die Zellen sind im Innern von Zellsaft erfüllt, der durchsetzt wird von farblosen, äußerst dünnen Plasmaplatten, welche, von dem Wandbeleg ausgehend den Saftraum in unregelmäßige, verschieden große polygonale Kammern zerlegen. Stellenweise erblickt man in den inneren Plasmaplatten Chromatophoren. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt fällt es uns auf, daß der farblose Wandbeleg stellenweise in den Saftraum vorspringt. Er schließt die Kerne ein, in welchen, bei besonders günstiger Lage, sogar ein Kernkörperchen zu unterscheiden ist. Wir haben es bei Cladophora, wie aus dieser Beobachtung schon folgt, mit vielkernigen Zellen zu tun. Wird das Präparat ziemlich stark gequetscht, so sieht man in den gedrückten Zellen den Inhalt von der Wand etwas zurücktreten, die einzelnen Chlorophyllplättchen sich voneinander trennen und abrunden. Gleichzeitig treten die kleinen Körner (*a*) und Pyrenoide (*p*) deutlich in den Chromatophoren hervor, welche dann ebenso aussehen, wie die Chlorophyllkörner höherer Pflanzen, auf die Wasser einwirkt. Setzen wir nun ein wenig Jodjodkaliumlösung dem Präparat hinzu, so tingieren sich die kleinen Körner und auch die Hüllen der Pyrenoide in Wirklichkeit violett, erscheinen aber in den grünen Chromatophoren braun; die stellenweise sichtbaren Kerne nehmen eine braune Färbung an. Wir suchen in diesem Präparat unversehrte Stellen auf, welche Stärkekörner und Pyrenoide gut tingiert zeigen, und in welchen wir auch, bei tieferer Einstellung, die Kerne erkennen. — Wir untersuchen hierauf noch einen Faden, den wir direkt in einen Tropfen Pikrinsäurealkohol einlegten. In dem sich gelbbraun tingierenden Inhalte der Zellen treten die Pyrenoide deutlich hervor. Auch stellen sich nach kurzer Zeit in den Chlorophyllplatten unregelmäßig konturierte, braune Körner ein, die von zersetztem Chlorophyllfarbstoff herrühren und die sog. Hypochlorin- oder Chlorophyllanreaktion uns zeigen. Dieselbe Reaktion würden wir auch unter dem Einfluß anderer Säuren enthalten.

Um die Kerne genauer studieren zu können und vollen Einblick in deren Verteilung zu gewinnen, wollen wir noch andere Mittel anwenden. Diese Mittel sollen uns zugleich Gelegenheit bieten, einige bewährte Fixierungs- und Tinktionsmethoden kennen zu lernen, denen die histologischen Studien in den letzten Dezennien wesentliche Förderung verdanken. — In absolutem Alkohol kollabieren die Cladophoren bandartig, sie lassen sich hingegen gut mit bestimmten Säuren und Säuregemischen fixieren, die auch für das Gewebe höher organisierter Pflanzen, wenn dieses entsprechend zerkleinert in die Lösung eingetragen wird, sich besonders gut bewährt haben. Wir legen von unserer Cladophora eine kleine Partie in 1 proz. Chromsäure, eine andere kleine Partie in konzentrierte Pikrinsäure, eine noch andere in 1 proz. Chromessigsäure (Chromsäure 0,7 Proz., Essigsäure 0,3 Proz.), eine noch andere in 1 proz. Chromosmiumessigsäure (Chromsäure 0,5 Proz., Osmiumsäure 0,2 Proz., Eisessig 0,2 Proz.). Hierbei haben wir darauf zu achten, daß die Menge der benutzten Flüssigkeit mindestens das Hundertfache des Volumens des zu fixierenden Objekts betrage. Die Chromsäure und Chromessig-

säure lassen wir einige Stunden, doch ohne Nachteil selbst 24 Stunden, die Pikrinsäure etwa 24 Stunden einwirken. Alle diese Objekte müssen hierauf auf das sorgfältigste in fließendem Wasser ausgewaschen werden[1]). Ganz besonders hat man darauf zu achten, daß alle Pikrinsäure aus den Objekten entfernt werde, falls man diese mit Hämateinammoniak tingieren will. — Die verschiedenartig fixierten und gut ausgewaschenen Präparate legen wir nunmehr in Uhrschälchen mit P. Mayerschem Karmalaun, oder dem Mayerschen Parakarmin. In den Karminen haben die Schnitte mehrere Stunden zu verweilen. Eine andere Partie der Fäden färben wir mit P. Mayerschem Hämalaun. Am besten ist es, von Zeit zu Zeit den Tinktionsgrad der Objekte an kleinen Proben unter dem Mikroskop zu kontrollieren und sie herauszunehmen, wenn sie hinreichende Mengen Farbstoff aufgespeichert haben. Sollte trotz dieser Vorsichtsmaßregeln eine Überfärbung der Objekte stattgefunden, d. h. diese zu dunkel sich tingiert haben, so legt man sie in reines Wasser, oder in etwa 1 proz. wässerige Alaunlösung, und läßt sie in den betreffenden Flüssigkeiten so lange, bis daß die Intensität der Färbung in erwünschtem Maße abgenommen hat. Um die Pikrinpräparate nach der Hämateinammoniak-Methode zu färben, müssen wir aus ihnen, wie erwähnt, jede Spur von Pikrinsäure entfernt haben. Wir übertragen sie hierauf in relativ große Mengen ausgekochten Wassers, das wir wiederholt noch wechseln. In diesem, durch Kochen von Kohlensäure zuvor befreiten Wasser verweilen die Objekte an 24 Stunden, worauf sie erst gut tingiert werden können. Zu diesem Zwecke werfen wir einige Hämatoxylinkristalle in eine geringe Quantität destillierten Wassers und blasen dieses mit Ammoniakgas an. Letzteres bewerkstelligen wir mit Hilfe eines etwas Ammoniaklösung enthaltenden Spritzfläschchens, in welchem die beiden Glasröhren die Flüssigkeit nicht erreichen. Die Hämatoxylinkristalle lösen sich hierauf mit schön violetter Farbe. Man verdünnt die Lösung stark mit destilliertem Wasser und läßt die Präparate einige Stunden in ihr liegen. Der richtige Augenblick der Färbung läßt sich auch hier direkt kontrollieren. Man pflegt die Präparate mit Vorteil etwas zu überfärben und wässert sie hierauf mehrere Stunden lang mit destilliertem Wasser aus. Anders als mit Pikrinsäure gehärtete Präparate sind für die Hämateinammoniak-Tinktion wenig geeignet. Die mit Karmalaun tingierten Präparate spült man mit destilliertem Wasser aus. Bleibt das Cytoplasma etwa gefärbt, so kann diese Färbung durch 1 proz. Alaunlösung oder eine $^1/_2$- bis 1 proz. Salzsäurelösung beseitigt werden. Hat man die Färbung mit Parakarmin vorgenommen, so wäscht man mit einer entsprechend schwachen Lösung von Chloraluminium in Alkohol, und wenn dies nicht genügt, mit Alkohol, der 5 Proz. Essigsäure enthält, aus.

Wollen wir nach vollendeter Untersuchung dieser tingierten Objekte uns Dauerpräparate aus ihnen herstellen, so wählen wir als Aufbewahrungsmittel Glyzerin, oder Glyzeringelatine. Die hier in Betracht kommenden Präparate dürfen nicht unmittelbar in die genannten Einschlußmittel übertragen werden, da die Zellen sonst infolge plötzlicher Wasserentziehung zusammensinken. Man legt diese Präparate daher zunächst in sehr verdünntes Glyzerin, das durch Stehen an der Luft sich langsam konzentriert. Dann können die Fäden ohne nachteilige Folgen in konzentriertes Glyzerin oder in Glyzeringelatine

1) Vergleiche hierzu den XXXII. Abschnitt.

übertragen werden. Die Glyzerinpräparate verschließen wir mit Kanadabalsam. Die Glyzeringelatinepräparate verlangen zunächst keinen weiteren Verschluß [1]).

Die verschiedenen fixierten und tingierten Präparate unterwerfen wir einem eingehenden Studium und finden, daß die Chromsäure- resp. Chromsäuregemisch-Karminpräparate einerseits, die entsprechend fixierten, mit Hämalaun und Hämateinammoniak gefärbten Objekte andererseits, sich in dem vorliegenden Falle am besten bewährt haben. Doch muß gleich ausdrücklich betont werden, daß dieses Resultat nur eben für das vorliegende Objekt maßgebend ist und sehr wohl bei anderen eine Methode, die hier weniger anschlug, den Vorzug verdienen könnte. Auch kommt es nur zu häufig vor, daß eine sonst bewährte Tinktion aus unbekannten Ursachen versagt, daher niemals auf einen vereinzelten Fall hin ein Schluß zu begründen ist. Überhaupt hat sich das Fixieren und Tingieren des Zellinhalts zu einer besonderen Kunst entwickelt, die erlernt werden will und Übung verlangt, so daß man bei den ersten Versuchen auf Mißerfolge gefaßt sein muß. — Wir haben die Cladophoren als geeignetes Objekt für die Einführung in verschiedene Härtungs- und Tinktionsmethoden gewählt. Wer sich auf die sicherste, fast nie versagende Methode bei ihnen beschränken will, der härte sie in der zuvor angegebenen Weise mit 1 proz. Chromsäure und färbe hierauf mit einem der empfohlenen Karmine, oder mit Hämalaun. Die Karmintinktionen gelingen so gut wie immer.

In den Karminpräparaten (Fig. 75 *B*) treten die Kerne ganz scharf hervor. Die Pyrenoide, sowie das übrige Zellplasma bleiben so gut wie ungefärbt, auch die Stärkekörner nehmen diesen Farbstoff nicht auf. Die Kerne, denen wir besonders unsere Aufmerksamkeit zuwenden, sind annähernd gleichmäßig in der Zelle verteilt: sie liegen der Chlorophyllschicht von innen an und ragen in das Zellinnere hinein. Jeder Kern weist ein dunkel tingiertes Kernkörperchen auf und erscheint im übrigen wie feinkörnig oder fein porös. — Die Hämalaun- resp. Hämateinpräparate zeigen die Kerne dunkel gefärbt, außerdem wenn auch schwach, die Pyrenoide. Die Stärkekörner sind nicht tingiert, wohl aber die Mikrosomen im Cytoplasma, und zwar fast ebenso dunkel wie die Pyrenoide.

Einen einfachen Zellfaden bietet uns die Gattung Spirogyra. Wir wählen zur Untersuchung eine Art, die einen zentralen, leicht sichtbaren Kern aufzuweisen hat. So gebaut ist beispielsweise Spirogyra majuscula, der man hin und wieder, nicht eben selten, in Wasserlachen begegnet. Indessen können ebensogut auch andere Spirogyra-Arten mit zentralem Kern zur Beobachtung dienen und werden in den wesentlichen Verhältnissen ihres Baues nur wenig Abweichung bieten. Ist man einmal im Besitz von gutem Spirogyrenmaterial, so suche man es weiter zu kultivieren. In Zimmerkulturen gehen die Spirogyren leicht zugrunde. Am besten gelingt es, sie in großen, mit Regen- oder Leitungswasser gefüllten Gefäßen am Fenster eines kühlen Nordzimmers zu ziehen. Sie müssen dort ruhig, sich selbst überlassen, stehen bleiben. Für anhaltende Kultur der meisten Süßwasseralgen empfiehlt sich, größere Aquarien anzuwenden [2]), etwa solche, die 30 bis 40 Liter Wasser auf-

1) Vergleiche im übrigen S. 70 u. 71.

2) Nach G. Klebs, Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen, 1896, S. 9.

nehmen können. Ein solches Aquarium wird von Glaswänden gebildet, die in Metallrahmen stecken. In der Mitte des Bodens befestigt man zwei aufrechte Röhren, von denen die eine mit der Wasserleitung verbunden ist, die andere für den Ablauf sorgt. Mit der Zuleitungsröhre wird ein gebogenes Rohr beweglich verbunden, damit der eintretende Wasserstrahl nach verschiedenen Stellen des Aquariums geführt werden könne. Die Mündung dieses Rohres muß sich stets etwa 10 *cm* unter der Wasseroberfläche befinden. Die letztere wird durch das Abflußrohr bestimmt, das mit passendem Deckel versehen ist, damit schwimmende Algen nicht in das Rohr mit hineingezogen werden. Es ist überhaupt gut, wenn die Algen im Aquarium befestigt sind, sei es durch Steine, sei es durch einzelne an der Glaswand emporgezogene und dort angetrocknete Fäden. In Aquarien, wie das geschilderte, sind die Algen nicht nur dauernd mit frischem Wasser versorgt, sondern auch einer erwünschten kühlen Temperatur ausgesetzt. Direkte Sonnenbeleuchtung muß stets ausgeschlossen bleiben. Für bestimmte Zwecke gilt es, die Algen in Nährstofflösungen zu kultivieren[1]). Besonders empfiehlt sich hierzu die sog. Knopsche Nährlösung, die auf 4 Teile salpetersauren Kalk, 1 Teil schwefelsaure Magnesia, 1 Teil salpetersaures Kali, 1 Teil phosphorsaures Kali enthält. Für die Bereitung muß man zunächst die beiden Kalisalze und Magnesia auflösen und nach der geeigneten Verdünnung das für sich aufgelöste Kalknitrat zufügen. Unter solchen Umständen scheidet sich nur ein sehr geringer Teil der unlöslichen Kalziumphosphate ab. Eisen hinzuzufügen, ist im allgemeinen nicht nötig, da die Spuren, welche mit dem Ausgangsmaterial und mit dem Wasser in die Kultur kommen, vollständig ausreichen. Man wendet diese Nährstofflösung in Konzentrationen von 0,2- bis 0,5 proz. Salzgehalt an.

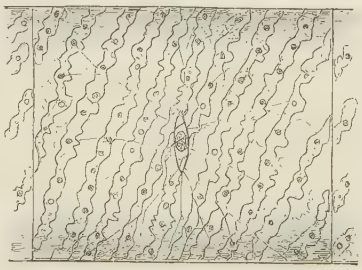


Fig. 76. Spirogyra majuscula, eine Zelle des Fadens bei veränderten Einstellungen entworfen, auch der zentrale Kern und die ihn tragenden Fäden dargestellt. Vergr. 240.

Die Zellen der Spirogyra majuscula sind in ausgewachsenem Zustande etwa $1^1/_2$ bis 2 mal so lang als dick (Fig. 76). Die Zellhaut wird von einem zarten, farblosen, cytoplasmatischen Wandbeleg bekleidet, der deutlich sichtbar wird, wenn man die Zelle plasmolysiert, das heißt, wenn man ihren protoplasmatischen Zelleib durch wasserentziehende Mittel, etwa Zuckerlösung, Glyzerin, Kochsalz oder Salpeterlösungen zur Kontraktion bringt. Im farblosen Wandbeleg verlaufen 8 bis 10 Chlorophyllbänder, die meist ziemlich steil und eng gewunden erscheinen. Die Bänder haben einen zierlich gebuchteten Umriß und sind durchsichtig genug, um den Einblick in das Innere der Zelle zu gestatten. In unregelmäßigen Abständen sind den Bändern dichtere, kuglige, farblose Körper eingebettet, die uns bereits bekannten Pyrenoide. Diese Pyrenoide sind von einer hohlkugligen Schicht kleiner Stärkekörner umhüllt. Der zentrale Kern ist bei dieser Spezies spindelförmig; wird er jedoch, durch Druck auf die Zelle, aus seiner

1) Nach G. Klebs, Die Bedingungen der Fortpflanzung bei einigen Algen und Pilzen, 1896, S. 8.

Lage gebracht und dann von der Seite sichtbar, so präsentiert er sich als Scheibe; er hat somit in Wirklichkeit die Gestalt einer bikonvexen Linse. In seiner Mitte liegt ein großes, deutliches Kernkörperchen; seltener sind zwei bis drei solche Kernkörperchen gleichmäßig im Innern des Kernes verteilt. — Bei anderen nahe verwandten Arten ist der Kern dicker und erscheint bei natürlicher Lage der Zelle als ein Rechteck mit abgerundeten Ecken. — Der Kern ist von einer sehr dünnen Cytoplasmaschicht umgeben, von der aus zarte Cytoplasmafäden nach der Wandschicht der Zelle verlaufen. Auf diesen Fäden ist der Kern in dem mit Zellsaft erfüllten Saftraum der Zelle suspendiert. Die Fäden entspringen alle der schmalen Kante des Kernes, gabeln sich meist wiederholt in ihrem Verlauf und setzen an die Innenseite der Chlorophyllbänder, und zwar an die vorspringenden Stellen, welche Pyrenoide bergen, an. Man kann sich hiervon in den meisten Fällen leicht bei langsamer Veränderung der Einstellung überzeugen.

# XX. Abschnitt.

## Diatomeen. Spaltalgen. Hefe.

### Untersuchungsmaterial.

Pinnularia viridis, lebend. — Nostoc ciniflonum, frisch. — Oscillaria princeps oder eine andere Art. — Saccharomyces cerevisiae.

### Reagentien.

Salzsäure. — Schwefelsäure. — Chromsäure in verschiedenen Konzentrationen. — Javellesche Lauge.

Die Diatomeen oder Bacillariazeen sind einzellige Organismen, die eine für sich abgeschlossene Gruppe des organischen Reiches bilden, und teils im Wasser, teils auf nassem Boden leben. Das geeignetste Objekt, um sich über den Bau der Diatomeen zu unterrichten, dürfte Pinnularia viridis sein, eine in stehenden und fließenden Gewässern sehr häufige Art. Sie zeichnet sich unter den Süßwasserformen durch ihre relativ bedeutende Größe aus und läßt überhaupt leichten Einblick in die Strukturverhältnisse ihres Körpers gewinnen. Sie erscheint unter dem Mikroskop, wo wir sie bei starker Vergrößerung untersuchen müssen, entweder als eine gestreckte Ellipse oder als ein Rechteck mit etwas abgerundeten Ecken. Im ersteren Falle sehen wir sie von der Schalenseite (Fig. 77 *A*), im letzteren von der Gürtelseite (Fig. 77 *B*). In der Schalenansicht weist die Zellhaut schmale Riefen auf, die von den Rändern gegen die Mitte laufen, ohne sie zu erreichen (*A*). Der mittlere, glatte Raum, den die Riefen frei lassen, zeigt an seinen beiden Enden und in mittlerer Länge je eine stärker das Licht brechende Verdickung, die man als Knoten bezeichnet. Die beiden endständigen Knoten werden mit dem Zentralknoten durch eine Linie verbunden, welche dicht am Zentralknoten jederseits gleichsinnig ausbiegt und mit ihren beiden Enden von derselben Seite aus, die Endknoten mondsichelförmig umfaßt. In ihrem Verlauf zwischen den Knoten erweitert sich die Linie ein wenig; sie stellt einen in das Innere der Zelle führenden Spalt vor, der als Mittelnaht oder Raphe bezeichnet wird. Auf die Gürtelansicht (*B*) greifen

die Riefen nicht herüber; man sieht sie nur an den Seitenrändern des Bildes. Bei Einstellung auf den optischen Durchschnitt und genauer Betrachtung der Enden der Zelle konstatieren wir die merkwürdige Tatsache, daß ein mittlerer Streifen der Wand doppelt ist. Bei eingehender Untersuchung stellt es sich heraus, daß hier eine Einschachtelung getrennter Wandteile vorliegt. An die Ränder der beiden elliptischen Wandstücke, die wir in der Schalenansicht sahen, setzen nämlich Membranteile an, die mit freier Kante enden. Es besteht somit die Wandung dieser Zelle aus zwei Hälften, von denen die eine in der anderen steckt, eine für Diatomeen überhaupt charakteristische Erscheinung. Das Verhalten dieser Wandung bei Pinnularia entspricht durchaus jenem einer elliptischen Schachtel mit aufgesetztem Deckel. Die Seitenwände am Deckel sind ebenso hoch wie jene am Boden, doch sind beide nicht vollständig ineinander geschoben. Gehen wir an unserer Zelle aus dem optischen Durchschnitt in die Oberflächenansicht über, so können wir die Ränder der beiden Zellhälften hier als zarte Linien verfolgen. — Die beiderseitigen gerieften Flächen der Zellwand werden als Schalen, die an sie ansetzenden, frei endenden glatten Seitenwände als Gürtelbänder bezeichnet, daher wir zuvor schon diese Namen für die beiden Schalenansichten gebrauchten. Es gelingt bei Pinnularia leicht, die eine Hälfte der Zellwand aus der anderen durch Druck oder mit Hilfe chemischer Reagentien zu befreien; auch findet man hin und wieder abgestorbene Exemplare, an denen sich dieser Prozeß mehr oder weniger vollständig von selbst vollzogen hat. Beim Druck brechen die Gürtelbänder leicht in einiger Entfernung von ihren Rändern, längs einer zu diesen parallelen Linie. Diese Linien, nächst jedem Rande eine, somit zwei in jeder Gürtelansicht, sind öfters zu erkennen und dürfen verdünnte Stellen der Gürtelbänder sein. Sie reichen nicht bis an die Enden der Zelle. Der Inhalt der Zelle bietet ein etwas verschiedenes Bild, je nachdem eine Schalenansicht oder Gürtelansicht vorliegt. In ersterer (Fig. 77 *A*) durchsetzt ein mittlerer, heller Streifen die Zelle von einem Ende bis zum anderen. Das farblose Cytoplasma der Zelle ist sichtbar und zeigt sich in mittlerer Länge zu einer bikonkaven Plasmabrücke angesammelt. In dieser Brücke liegt der, nicht immer ohne Zuhilfenahme von Reagentien sichtbare, mit einem relativ großen Kernkörperchen versehene Kern. An den hellen Streifen grenzen beiderseits mit annähernd glattem, oder gebuchtetem Umriß, die braun gefärbten Chromatophoren, „Endochromplatten“. Sie liegen somit den Gürtelseiten an. In den Plasmabrücken sind schmale, paarweise verbundene Stäbchen von unbekannter Bedeutung zu sehen. Im Zellsafte endlich liegen meist, doch nicht immer, größere und kleinere Öltropfen, die hier an Stelle von Stärke als Assimilationsprodukt entstehen. In der Gürtelansicht erscheint der Zelleib gleichmäßig braun, weil dann

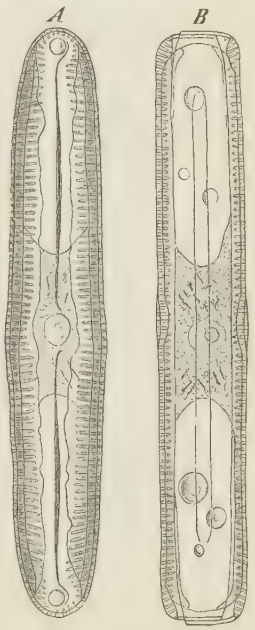



Fig. 77. Pinnularia viridis. *A* Schalenansicht, *B* Gürtelbandansicht. Vergr. 540.

das Chromatophor den ganzen farblosen Wandbeleg deckt; nur an den beiden äußersten Enden der Zelle kommt das farblose Zellplasma jetzt zum Vorschein. Das Chromatophor ist gleichmäßig dicht und gleichmäßig tingiert, ohne sichtbare Differenzierungen. Auch in der Gürtelansicht erscheint die zentrale Plasmaansammlung in Gestalt einer bikonkaven Brücke.

Bei Durchmusterung unserer früher dargestellten Cladophorapräparate dürften wir andere, den Fäden dieser Alge anhaftende Diatomeen finden. Sie sind zufälligerweise mit jener Alge zugleich fixiert und tingiert worden, und wir werden den gefärbten Kern schön in jeder ihrer Zellen sehen können.

Unter zahlreichen Pinnularia-Exemplaren kann man hin und wieder auch doppelt zusammengesetzte finden. Es sind das Schwesterexemplare, die einer kürzlich erfolgten Teilung eines Mutterexemplars ihre Entstehung verdanken. Sie haften mit den Schalenseiten aneinander und man wird, falls ihre Wände ganz fertig ausgebildet sind, konstatieren, daß die Gürtelbänder der beiden inneren Schalen in den Gürtelbändern der beiden äußeren Schalen stecken. Nach erfolgter Teilung des Inhalts der Mutterzelle sind diese inneren Wandhälften für jedes Tochterindividuum hinzugebildet worden. Jede Zelle besitzt somit eine ältere und eine jüngere Wandhälfte, und weitere Überlegung lehrt, daß der Altersunterschied zwischen den beiden Hälften ein sehr großer sein kann.

Die Pinnularia-Exemplare sind in Bewegung begriffen. Die Zellen rücken gewöhnlich in der Richtung ihrer Längsachse fort, entweder gleichmäßig oder stoßweise, auch seitlich hin und her von ihrer Bahn ablenkend. Nur die mit einer Raphe versehenen Diatomeen sind einer solchen Bewegung fähig; diese wird allem Anscheine nach vermittelt durch einen Cytoplasmastrom, der in der Raphe fließt.

Wir stellen uns auch noch ein Präparat von Pinnularia auf einem Glimmerplättchen her und glühen es über einer Gas- oder Spiritusflamme. Dann legen wir das Glimmerplättchen wieder unserem Objektträger auf und betrachten das Präparat trocken, doch unter Deckglas, bei starker Vergrößerung. Wir konstatieren, daß von den Pinnularien vollständige Skelette erhalten geblieben sind. Sie sind bei kurzem Glühen, von der verkohlten organischen Substanz etwas bräunlich, bei länger fortgesetztem Glühen farblos. Salzsäure greift sie nicht an, sie bestehen aus Kieselsäure und zeigen die feinsten Eigentümlichkeiten der Struktur der Zellwand, welche somit hochgradig verkieselt sein mußte, erhalten. Die Riefen zeichnen sich bei diesen Präparaten sehr deutlich als dunkle Streifen, auch sonstige Struktureigentümlichkeiten der Wandung sind gut zu verfolgen. Namentlich schön sichtbar sind in der Schalenansicht die Spalten, welche beiderseits vom Zentralknoten nach den endständigen Knoten verlaufen. Ihre Erweiterung in mittlerer Länge ist deutlich. In der Gürtelansicht zeichnen sich die Ränder der beiden Hälften der Zellwandung scharf; außerdem sieht man auf den übereinander greifenden Teilen jene zwei zueinander und zu den Rändern der beiden Zellwandhälften parallelen Linien, welche die Enden der Zelle nicht erreichen. — Schöne Kieselskelette können wir erhalten, wenn wir auf unsere Diatomeen zunächst einen Tropfen konzentrierte Schwefelsäure einwirken lassen, nach einiger Zeit 20 proz., dann allmählich konzentrierte Chromsäure hinzufügen und schließlich diese Reagentien mit Wasser entfernen. — Kieselarme Diatomeenschalen vertragen weder das Glühen noch die zuletzt geschilderte Behandlung; diese lege man vielmehr 4 bis 7 Tage

in Salzsäure, der allmählich chlorsaures Kali in kleinen Kristallen zugesetzt wird. Hierauf empfiehlt es sich, das Material noch für 2 Tage in Ammoniak und hiernach in Salpetersäure zu übertragen. Als sehr einfaches Verfahren, durch welches der Zellinhalt der Diatomeen gelöst und meist gute Schalenpräparate erzielt werden, empfiehlt sich die Behandlung mit übermangansaurem Kali. Zu der frischen diatomeenhaltigen Masse werden Kristalle von übermangansaurem Kali, etwa ein Teil des Salzes auf zehn Teile Wasser, hinzugefügt; dann stellt man das Gemisch in einem Kölbchen von etwa 100 *g* Kapazität auf eine warme Ofenplatte oder in die Sonne und rührt es von Zeit zu Zeit um. Hierauf füllt man das Gefäß zur Hälfte mit Wasser und fügt etwa 0,5 *g* gebrannte Magnesia hinzu. Nach zwei bis drei Stunden gießt man alle 10 Minuten je 1 *g* Salzsäure hinein. Die Operation ist vollendet, wenn der Inhalt des Gefäßes entfärbt ist.

Wegen der oft äußerst feinen Strukturverhältnisse ihrer Zellwand wurden die Diatomeen früher und unter Umständen jetzt noch als Testobjekte für die Prüfung stärkerer mikroskopischer Objektivsysteme benutzt.

Das reichlichste Diatomeenmaterial ist im Frühjahr und im Herbst zu finden. Rostfarbige und gelbbraune, schleimige Überzüge am Boden und an Steinen, in relativ reinen, stehenden und fließenden Gewässern, an Mühlrinnen und Mühlrändern, weisen auf das Vorhandensein von Diatomeen hin. Zahlreiche Diatomeen haften an Wasserpflanzen, und auch in kompakten Moosrasen an feuchten Felswänden halten sich diese Organismen in großer Zahl auf.

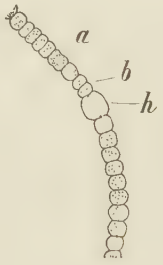


Fig. 78. Nostoc. Stück eines Fadens. *h* Heterocyste, *a* und *b* Zellen in Teilung. Vergr. 540.

Die unbestimmt geformten, faltigen, olivengrünen Gallertmassen, denen man so oft auf nassen Wegen begegnet, gehören hingegen einer Spaltalge (Cyanophyceae), dem Nostoc ciniflonum Tournefort (commune Vauch.) an. Bringen wir ein wenig von einer solchen Gallerte unter das Mikroskop, so finden wir sie durchsetzt von hin- und hergewundenen, rosenkranzförmigen Fäden (Fig. 78). Die tonnenförmigen Zellen, aus welchen diese Fäden bestehen, führen sehr kleine wandständige, spangrüne Chromatophoren, die so dicht gelagert sind, daß der Wandbeleg gleichmäßig gefärbt zu sein scheint und führen außerdem rundliche Gebilde, die als Cyanophyzinkörner, Fettröpfchen, Glykogen und Vakuolen unterschieden werden. Die Mitte der Zelle nimmt der sog. „Zentralkörper" ein, über dessen Deutung als Zellkern die Meinungen noch immer auseinander gehen. Von einem Kern höher organisierter Pflanzen unterscheidet er sich durch seine mangelhafte Abgrenzung gegen das umgebende Cytoplasma; bei seiner Teilung weist er aber Strukturen auf, die an Kernteilungsbilder erinnern. — Stets trifft man viele Zellen in Teilung an. Sie sind länger und zeigen in ihrer Mitte eine schwache Einschnürung (bei *a*). Auf diese ringförmige Einschnürung folgt, von außen nach innen fortschreitend, die Bildung einer Scheidewand (bei *b*). Die Wandungen der Zellen sind sehr zart; durch fortgesetzte Verquellung ihrer Außenschichten entsteht eine farblose, homogene Gallerte, in der die Fäden eingebettet liegen. Im Verlauf der Fäden sind einzelne größere, kugelrunde Zellen (*h*), die eine dickere Wand besitzen, bräunlich gefärbt erscheinen und sehr reduzierten, homogenen Inhalt führen,

eingestreut. Es sind das die sogenannten Grenzzellen oder Heterozysten, die einer Teilung nicht fähig sind. An den Ansatzstellen der angrenzenden Zellen ist in der Heterozyste je ein kleiner vorspringender Höcker zu bemerken. In den Membranen der Cyanophyzeen, die Heterozysten ausgenommen, ist Chitin nachgewiesen worden.

Überall in stehenden Gewässern, auch auf schlammigem Boden, selbst in Blumentöpfen, begegnet man Oscillarien, die wie die Nostocazeen zu den Spaltalgen gehören. Ihre Anwesenheit verrät sich oft durch unangenehmen, modrigen Geruch. In Gefäßen kultiviert, kriechen sie zum Teil an den Wänden über den Wasserspiegel empor. Es sind mehr oder weniger gerade, oder auch gewundene Fäden, welche blaugrün, spangrün, olivengrün bis braun gefärbt sein können und oft durch lebhafte Beweglichkeit sich auszeichnen. Die Fäden sind frei, oder in Gallertscheiden eingeschlossen. Sie können einzeln oder in Mehrzahl in solchen Scheiden stecken. Die Scheiden gehen aus den äußeren Membranschichten der Fäden hervor. Wo diese Schichten verflüssigt werden, fehlen die Scheiden. Die Fäden sind durch quere Scheidewände in kurze, scheibenförmige Zellen geteilt. Die Scheidewände lassen sich bei vielen Arten sehr leicht, bei anderen nur schwer unterscheiden. Der Inhalt der Zellen entspricht im wesentlichen jenem von Nostoc. — Es ist gleichgültig, welche Art zur Untersuchung gewählt wird; doch geben wir den dickeren, mit deutlicheren Scheidewänden versehenen Formen, wie sie in Fig. 79 dargestellt sind, den Vorzug. — Durch entsprechende Behandlung lassen sich bei diesen Oscillarien die Zentralkörper unschwer und rasch zur Anschauung bringen. Wir waschen die Fäden zunächst in Wasser aus, um sie von etwaigen Verunreinigungen zu befreien. Dann übertragen wir sie in 1 proz. Chromsäurelösung, die wir fünf Minuten lang einwirken lassen. Hierauf waschen wir sie wieder in Wasser aus und lassen etwa drei Minuten lang eine konzentrierte wässerige Lösung aus vier Teilen Methylenblau und einem Teile Eosin auf sie einwirken. Die mit Wasser abgespülten Fäden untersuchen wir hierauf in Wasser. Wir können sie auch auf dem Objektträger eintrocknen lassen und nachdem sie völlig lufttrocken geworden, Kanadabalsam auftropfen und so ein recht brauchbares Dauerpräparat uns herstellen. Ein so fixierter und tingierter Oscillaria-Faden bietet uns dann ein Bild, wie das in Fig. 79 *A*, *b* dargestellte. Die Zentralkörper sind blau, das Cytoplasma rosenrot gefärbt. Einzelne Zellen (*t*) sind in Teilung begriffen; sie zeigen auch den sich teilenden Zentralkörper und die zwischen seine Teilhälften vordringende Scheidewand. — Sehr eigen sind die Bewegungserscheinungen, die uns gleich bei Beginn jeder Untersuchung an den lebenden Oscillarien auffallen müssen. Die Fäden führen außer Ortsveränderungen auch unregelmäßige Krümmungen aus und drehen sich langsam um ihre Achse.

Sehr einfach gebaute Organismen treten uns in den als Saccharomyceten zusammengefaßten Pilzformen entgegen. Wir verschaffen uns Bierhefe, am besten gärende Maische aus der Bierbrauerei, und untersuchen sie in Wasser bei starker Vergrößerung. Wir finden das Gesichtsfeld erfüllt von kleinen Zellen, welche Individuen des sogenannten Bierhefepilzes, Saccharomyces cerevisiae, beziehungsweise einer der zu diesem Pilz gehörenden Bierheferassen, sind. Die Zellen erscheinen kugelrund bis ellipsoidisch, sie besitzen eine zarte Membran und lassen in ihrem Innern eine große Vakuole oder mehrere kleine Vakuolen und einige stärker das Licht brechende Körnchen erkennen (Fig. 80). Ein

Kern läßt sich nur mit Zuhilfenahme von Reagentien und auch dann nicht eben leicht nachweisen. — Zahlreiche Zellen sind in Vermehrung begriffen. Diese erfolgt bei dem uns vorliegenden Untersuchungsmaterial durch sogenannte Sprossung, so zwar, daß an den Zellen eine kleine knopfförmige Anschwellung, seltener mehrere solche Anschwellungen sich bilden, die allmählich die Gestalt und Größe der Mutterzelle erreichen und dann von ihr durch eine Scheidewand abgegrenzt werden. Bei sehr energischer Entwicklung sehen wir die Tochterzellen zu kleinen, stellenweise verzweigten Ketten vereinigt; bei langsamer Entwicklung findet eine Trennung der Zellen vor jeder neuen Sprossung statt. Wegen dieser Vermehrung durch Sprossung sind die „Saccharomyceten" auch als Sproßpilze bezeichnet worden. Doch hat man in den letzten Jahren hierher

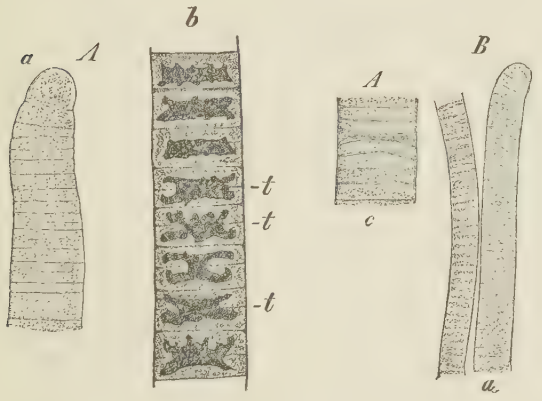



Fig. 79.

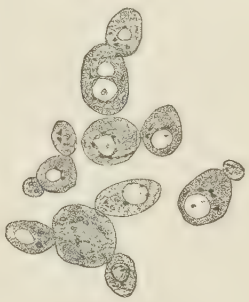


Fig. 80.

Fig. 79. *A* Oscillaria princeps, *B* Oscillaria Froelichii. *a* Fadenenden, *b* Stücke aus den inneren Teilen des Fadens, *t* Zellen in Teilung, bei *B*, *b* die Körnchen vornehmlich an den Querwänden angesammelt; in *A*, *c* ist eine abgestorbene Zelle zwischen den lebenden zu sehen. Das Fadenstück *A*, *b* nach Fixierung in Chromsäure und Färbung mit Methylenblau-Eosin, die anderen Fadenstücke nach lebenden Exemplaren. Vergr. von *A* 1080, von *B* 540.

Fig. 80. Saccharomyces cerevisiae; sprossende und nichtsprossende Zellen. Vergr. 1200.

gehörende, als Schizosaccharomyceten bezeichnete Organismen kennen gelernt, die sich durch Querteilung vermehren. In zuckerhaltigen Flüssigkeiten veranlaßt die Hefe alkoholische Gärung. In erschöpftem Substrat bilden die Hefezellen in ihrem Innern Sporen.

# XXI. Abschnitt.

Bakterien. Ihre Gestalten. Methoden der Untersuchung. Deckglaspräparate. Härtung und Färbung der Bakterien. Sporenfärbung. Untersuchung der Gewebe auf Bakterien. Ihre Härtung und Färbung. Entwicklungsgeschichte. Bakterienkulturen auf durchsichtigen festen Medien. Aussehen der Kulturen.

**Untersuchungsmaterial.**

Bakterien spontaner Kulturen. Bakterien des Zahnbeleges. Bacillus subtilis.

**Nährböden. Reagentien. Einschlußmedien.**

Unbedingt notwendig sind Jodjodkaliumlösung, 50proz. Essigsäure, 3proz. Kalilauge, Gentianaviolett, Methylenblau, Karbolfuchsin, Anilinwasserfuchsin. Wegen der anderen in Betracht kommenden Hilfsmittel wolle man den Text vergleichen.

Es soll nunmehr unsere Aufgabe sein, auf dem Gebiete der kleinsten Organismen, die wir bisher kennen, der Bakterien, uns zurechtzufinden[1]). Die allgemeine Verbreitung dieser Organismen in großer Artenzahl über die ganze Erde und die Bedeutung, die ihnen als Erreger der Fäulnis, der Verwesung, zahlreicher Gärungsvorgänge und der Infektionskrankheiten zukommt, hat ihrem Studium in den letzten Dezennien eine ungeheure Ausdehnung gegeben. Die „Bakteriologie" ist zu einer besonderen Wissenschaft herangewachsen und wird in zahlreichen, umfangreichen Werken behandelt. Diese befassen sich vornehmlich mit der mikroskopischen Unterscheidung der Bakterien auf Grund von Tinktionen, mit ihrer Reinkultur, mit ihrer chemischen und pathogenen Wirkung. Auf diese Werke muß derjenige verwiesen werden, der speziell bakteriologischen Studien obliegen will[2]). Der vorliegende Abschnitt kann sich nur die Aufgabe stellen, den Anfänger in das Gebiet der Bakteriologie einzuführen; er soll ihn mit der botanischen Seite der Aufgabe bekannt machen, ihm einige der wichtigsten Tinktionsmethoden vorführen und einen gewissen Einblick in die Technik der Reinkulturen verschaffen. Die gewissenhafte Absolvierung dieses Abschnittes dürfte den Beobachter zu jeder weiteren bakteriologischen Arbeit vorbereiten.

Wir fassen zunächst einige allverbreitete Bakterienformen ins Auge, um uns über die in dieser Gruppe herrschenden Gestaltungsverhältnisse zu orientieren.

Es soll uns zunächst nicht darauf ankommen, eine bestimmte Spezies zu untersuchen, wir wollen es vielmehr dem Zufall anheimstellen, welche Form er uns in die Hände spielt. Wir kochen einige grüne Blätter, etwa Salatblätter, in einem Kochbecher auf und lassen ihn offen bei relativ hoher Zimmertemperatur stehen. In einem anderen Kochbecher übergießen wir eine durch Eintauchen in kochendes Wasser getötete Erbse mit etwas Wasser. Zugleich verteilen wir gekochte Möhren-,

1) Überblick des gesamten Gebietes und der Literatur in A. Fischer, Vorlesungen über Bakterien, II. Aufl., 1903.

2) Speziell für die Praxis des Mediziners zu empfehlen: Bakteriologisches Taschenbuch von Rudolf Abel, XI. Aufl., 1907. In botanischer Beziehung: Arthur Meyer, Botanische Praktika, II. Teil. Praktikum der botanischen Bakterienkunde, 1903. Außerdem: Ernst Küster, Anleitung zur Kultur der Mikroorganismen, 1907.

Kohlrüben- und Kartoffelscheibchen auf Uhrgläser oder Objektträger und stellen sie hier und dort an warmen, mäßig feuchten Orten zum Teil frei, zum Teil unter Glasglocken auf. — Auf dem Blätterdekokt dürfte sich nach etwa 2 Tagen eine Haut gebildet haben, die wir als Kahmhaut bezeichnen. Auf den verschiedenen Gemüsescheibchen sehen wir weißliche, oder verschieden gefärbte, gallertartige Punkte und Tröpfchen auftreten und, an Größe zunehmend, miteinander verschmelzen. Auf den Kartoffelscheiben nehmen diese Gebilde meist die Gestalt einer weißen, später grauen, zuletzt braunen, runzligen Haut an. — Von einer dieser Gallertmassen übertragen wir eine Spur in einen Tropfen reinen Wassers auf den Objektträger. Diese Übertragung geschieht am besten mit einer Platinöse, das heißt einem an seinem Ende ösenförmig umgebogenen, in ein Glasstäbchen eingeschmolzenen Platindraht. Die Platinöse wird zuvor geglüht und gleich nach dem Abkühlen benutzt, wenn es gilt, eine etwaige Verunreinigung des Materials durch andere Bakterien auszuschließen. Den mit einem dünnen Deckgläschen bedeckten Tropfen untersuchen wir bei möglichst starker Vergrößerung und finden, daß er eine Unzahl äußerst kleiner, fast punktförmig erscheinender Körperchen enthält. Diese Körperchen zeigen eine perlschnurförmige Aneinanderreihung; man sieht sie auch einzeln oder in Paaren oder auch in größerer Zahl zu Fäden vereinigt. Wir haben es etwa mit in eine gallertartige Substanz eingelagerten Kokken, wie man die Bakterien mit kugeligen Körper nennt, zu tun. Solche Bakterienmassen werden als Zoogloea bezeichnet. Die Gallerte geht aus deren verquollenen Membranen hervor; man hat bei einer Anzahl näher untersuchter Formen Kohlehydrate und auch stickstoffhaltige Verbindungen in ihr nachweisen können. — Wahrscheinlicher ist es, daß uns die in Untersuchung genommene Gallerte nicht runde Kokken, sondern kürzere oder längere Stäbchen vorführt. In den längeren Stäbchen ist eine Zusammensetzung aus kürzeren Gliedern nachzuweisen, welche besonders deutlich hervortritt, wenn wir eine Jodlösung [1]) dem Präparate zusetzen. Die Glieder erscheinen alsdann viel kürzer, als wir sie im frischen Zustande sahen; es treten jetzt eben auch solche Scheidewände in die Erscheinung, die zuvor unsichtbar blieben. Aus solchen Bildern können wir auch ein Urteil über die Vermehrung der Bakterien, die durch fortgesetzte Zweiteilung erfolgt, gewinnen. Diese Vermehrung, im Gegensatze zur Sprossung der Hefe, hat den Bakterien den Namen „Spaltpilze“ verschafft.

Die Teilungen folgen bei der Mehrzahl der Formen stets in derselben Richtung aufeinander und zwar durch quere Einschnürung der Zellen, die vor ihrer Teilung ein beträchtliches Längenwachstum erfahren. Bleiben die Zellen nachträglich vereint, so gibt es längere Zellfäden, meist erfolgt aber baldige Trennung der Teilungsprodukte. Fälle, in denen die Teilungsebenen der Bakterien sich senkrecht schneiden und eine Anordnung der Zellen in Rechtecke oder Würfel veranlassen, sind auf nur wenige, ganz bestimmte Formen, wie Pediococcus und Sarcina, beschränkt.

Der Inhalt der Bakterienzellen weist einen protoplasmatischen Wandbeleg und einen Saftraum, der bei gestreckter Form durch protoplasmatische Septen gekammert sein kann, auf. Im Wandbeleg lassen sich in Ein- oder Mehrzahl kleine Körperchen nachweisen, die sich färben lassen und darum als Chromatinkörner bezeichnet werden. Einen Teil dieser Gebilde hat man als Zellkerne gedeutet.

1) Jodkalium 0,5, Jod 1,0, Aq. dest. ad. 100.

Die Zellhaut der Bakterien ist meistens dünn und zart; sie besteht ähnlich wie bei den Pilzen aus einem stickstoffhaltigen Körper der den Eiweißkörpern nahesteht. In einzelnen Fällen läßt sie sich mit Jod blau färben. Nicht selten besitzen die Zellhäute der Bakterien die Fähigkeit der Gallertbildung. Die Membran erscheint dann gequollen und ist diese Quellung in bestimmten Fällen so stark, daß die Bakterienzellen von einer Gallertkapsel umhüllt erscheinen.

Durch Eintrocknen auf dem Deckglas, so auch mit Kalisalpeter oder Rohrzuckerlösung lassen sich die meisten, doch nicht alle Bakterien plasmolysieren. Um raschen Erfolg zu erzielen, kann man gleich ziemlich konzentrierte Lösungen, etwa 5proz. Kalisalpeterlösung oder 10proz. Rohrzuckerlösung anwenden. Es tritt dann der sich zusammenziehende Inhalt mehr oder weniger stark von der Zellhaut zurück.

Ein anderer Vorgang, die „Plasmoptyse" spielt sich oft bei Bakterien ab, die aus der Kulturflüssigkeit in dünnere oder konzentriertere Lösungen übertragen werden, oder sonstwie ungünstigen Daseinsbedingungen ausgesetzt sind. In beiden Fällen platzen die geißellosen Bakterien, wobei ein Teil des Plasmas hervorgepreßt wird und sich kugelig abrundet. Bei den geißeltragenden Bakterien dringt das Plasma an den Insertionsstellen der Geißeln hervor, was oft mit großer Gewalt geschieht.

Das Protoplasma der lebenden Bakterienzelle ist im allgemeinen farblos, doch führt es bei den Purpurbakterien einen roten und einen grünen Farbstoff, von denen der eine als Bakteriopurpurin, der andere als Bakteriochlorin bezeichnet wird[1]). Bei makroskopischer Betrachtung ist hingegen an den Bakterienanhäufungen oft eine bestimmte Farbennuance, grau, gelblich festzustellen, ja auch lebhafte Tinktionen kommen vor. Diese Färbungen sind vorwiegend, wenn nicht ausschließlich, an die Membranen gebunden und lassen sich vielfach zur makroskopischen Unterscheidung der Arten benutzen. Es könnte der Zufall sehr wohl gefügt haben, daß auf den Gemüsescheiben uns solche intensiv gefärbte Formen entgegengetreten wären, so etwa der den Eindruck von Blutstropfen hervorrufende Micrococcus prodigiosus.

Gewisse Bakterien sind dadurch ausgezeichnet, daß sie auf den der Sporenbildung vorausgehenden Stadien, so Bacillus Amylobacter, oder auch unabhängig von der Sporenbildung, so Bacterium Pastorianum, und gelegentlich auch Bacillus buccalis, ein Amyloid in ihrem Körper bilden, und sich dann nach Zusatz der Jodlösung entweder ihrer ganzen Masse nach, oder mit Freilassung bestimmter Querzonen, blau bis violett färben.

Andre Bakterien, die als Schwefelbakterien zusammengefaßt werden, so die Beggiatoazeen und Rhodobakteriazeen, enthalten Schwefelkörnchen von zähflüssiger Beschaffenheit in ihrem Innern; andere Bakterien zeigen Eisenoxydeinlagerungen in ihrer Hülle, so die Gattung Crenothrix und werden demgemäß als Eisenbakterien bezeichnet. Die Eisenoxydeinlagerung verleiht den Eisenbakterien eine bräunliche Färbung.

In der Kahmhaut, die sich auf der Oberfläche des Blätterdekoktes gebildet hat (vgl. Fig. 82*A*), liegt uns eine Form der Zoogloea vor. Auch in der Kahmhaut werden nämlich die Zellreihen durch Gallerte und zwar flächenartig zusammengehalten. Diese Haut ist von feinen, wellig gekrümmten, streckenweise parallel verlaufenden Fäden durchzogen, die aus Kokken oder, wie gewöhnlich, aus Stäbchen gebildet

1) Hans Molisch, Die Purpurbakterien, 1907.

werden. Die Gliederung zu Kokken oder Stäbchen tritt auch hier nach Zusatz von Jodlösung besonders deutlich hervor. Aus solcher Kultur geschöpftes Material wird uns auch oft schwärmende Entwicklungszustände vorführen. Namentlich können wir fast sicher sein, solche nach 1 bis 2 Tagen in dem über Erbsen gegossenen Wasser aufzufinden. Wir sehen dann die betreffenden Bakterien in tanzender Bewegung, bald vorwärts, bald rückwärts, nach verschiedenen Richtungen hin durcheinander eilen. Man hat äußerst feine Cilien in verschiedenartiger Verteilung an schwärmenden Bakterien durch geeignetes Verfahren nachweisen können und nimmt an, daß ihre Bewegung das Schwärmen veranlaßt.

In erschöpftem Nährboden oder bei zu hoher Temperatur stellen sich bei den Bakterien nicht selten Gestalts- und Inhaltsveränderungen ein, die als Absterbeerscheinungen aufzufassen sind, und sogenannte Involutionsformen bedingen.

Untersuchen wir die Kahmhaut von Blattdekokten, die schon einige Zeit stehen, so werden wir vielleicht die Stäbchen oder Fäden in Sporenbildung begriffen finden (Fig. 82 *B*). Da hat sich der Inhalt der Zellen auf einzelne Punkte, doch in der Regel nicht mehr als einen Punkt in jeder Zelle, konzentriert und rundliche bis ellipsoidische, stark lichtbrechende Gebilde erzeugt, die wie leuchtende Körner erscheinen und Dauersporen vorstellen. Diese bleiben erhalten, während die entleerten Membranen der Stäbchen verquellen und schließlich zugrunde gehen. Im Material aus anderen Kulturen werden wir häufig Stäbchen finden, welche bei der Erzeugung der Dauerspore an einem Ende oder in der Mitte aufgetrieben wurden, dadurch keulenförmige oder spindelförmige Gestalt gewannen. Manche Bakterien bilden derartige „Köpfchensporen“ regelmäßig, andere sind wiederum durch in ihrer Mitte angeschwollene, spindelförmige Sporen ausgezeichnet. Alle diese Dauersporen sind Endosporen, weil sie im Innern der Zelle entstehen. Bei vielen Arten fehlt bisher der Nachweis der Sporenbildung.

Es steht jetzt sicher fest, daß den Bakterien nur ein sehr einfacher Entwicklungskreis zukommt. Der früher für sie behauptete Pleomorphismus trifft, wie neuere Untersuchungen lehren, auch für die höchst differenzierten, zum Teil einen Unterschied von Scheitel und Basis aufweisenden Schwefel- und Eisenbakterien nicht zu.

In den flüssigen Substanzen, die man auf Bakterien untersuchen will, können Granulationen verschiedener Art die Beobachtung erschweren und Veranlassung zu Täuschungen abgeben. Man sucht sich nun zunächst, soweit möglich, an dem frischen Objekte zu orientieren, und zieht hierauf, noch bevor man sich an die Tinktionen wendet, bestimmte Reagentien zu Hilfe. Diese läßt man entweder direkt auf das feuchte Präparat einwirken, oder man trocknet letzteres zuvor, was meist vorzuziehen ist. Um dieses zu bewerkstelligen, breitet man mit der in der Flamme sterilisierten Platinöse die zu untersuchende Substanz auf dem Deckglas in einer möglichst dünnen Schicht gleichmäßig aus. Es ist das die gewohnte Art, ein sogen. Ausstrichpräparat herzustellen. Man kann auch auf das eine Deckglas, das mit der betreffenden Substanz beschickt ist, ein zweites legen, so daß die Substanz sich zwischen ihnen ausbreitet, und hierauf mit den Fingern oder der Cornetschen Deckglaspinzette [1])

1) Pinzetten von Stahl zum Halten der Deckglaspräparate, die sich auf Druck öffnen, sind unter diesem Namen von mechanischen Werkstätten zu beziehen, so von Wilh. Walb, Heidelberg für 1,50 Mk. (Nr. 136 des Katalogs).

beide seitlich flach auseinander ziehen. Bei pathogenen Bakterien ist dieses Verfahren freilich nicht ratsam, da es eine Infizierung der Hände veranlassen kann. Die Deckgläser bleiben in staubfreiem Raume so lange liegen, bis sie völlig lufttrocken geworden sind. Auch über der Flamme eines Bunsenbrenners kann das Präparat, und zwar viel rascher, getrocknet werden, doch ist Vorsicht zu üben und das Deckglas entsprechend hoch über der Flamme zu halten. Schonender, und für manche Ausstriche empfehlenswert, ist es, das bestrichene Deckglas für einige Minuten in absoluten Alkohol, oder in eine Mischung von Alkohol und Äther zu tauchen. — Die Bakterien zeigen sich sehr widerstandsfähig gegen Wasser, Alkohol, Äther, verdünnte Mineralsäuren, Essigsäure und schwache Alkalien, und mit diesen Substanzen führen wir die Vorprüfung aus. Wir wenden 50proz. Essigsäure oder 12proz. Schwefelsäure, oder, was noch besser ist, gleich 3proz. Kalilauge an. In letzterer werden die Präparate gerade so durchsichtig, wie nötig; die Bakterien treten meist scharf hervor und nehmen durch Quellung an Volumen etwas zu, werden dadurch selbst weniger starken Vergrößerungen zugänglich. Da größere Fettmengen, falls in den Präparaten vorhanden, die Beobachtung sehr stören, so ist für deren Entfernung zu sorgen. Es geschieht dies entweder durch Erwärmung des mit einem Tropfen Kalilauge bedeckten Trockenpräparats über einer Flamme bis zu beginnender Blasenbildung, wobei die Fette verseift werden, oder Behandlung des Trockenpräparats einige Minuten lang im Uhrglase mit Chloroform, dann mit absolutem Alkohol und nach Abdunstung des letzteren mit Kalilauge.

Eine Ausnahme in der eben erprobten Resistenzfähigkeit der Bakterien stellen übrigens Spirochaete Obermeieri, der Erreger des Typhus recurrens und auch einige andere Spirillen dar, welche durch die angeführten Reagentien zerstört werden. Im allgemeinen können wir annehmen, daß regelmäßig gestaltete Gebilde, welche der Einwirkung von Alkohol und Äther, der genannten Essigsäure und Kalilauge auch beim Erwärmen widerstehen, den Bakterien zuzurechnen seien, wenn auch freilich in gewissen Fällen Täuschungen durch besonders widerstandsfähige und gleichmäßige Granulationen nicht ganz ausgeschlossen bleiben.

Maßgebend für die Unterscheidung der Bakterien sind deren Tinktionen. Freilich können auch andere kleine, bakterienähnliche Körperchen Farbstoffe aufnehmen, manche Bakterien sich nicht gleich färben lassen, so daß auch hier sich empfiehlt Vorsicht zu üben. Es werden vornehmlich sogenannte basische Anilinfarben, und zwar Methylviolett, Gentianaviolett, Methylenblau, Fuchsin, Bismarckbraun, Dahlia, zum Färben der Bakterien benutzt. Die Bakterien nehmen diese Farbstoffe nicht nur begierig auf, sie halten sie auch energisch fest, weit energischer, als die gleichzeitig in den Präparaten vorliegenden Elemente der Gewebe. Die Farbstoffe sind in gesättigten wässerigen Lösungen, die frisch dargestellt oder mindestens frisch filtriert sein müssen, oder in verdünnten alkoholischen Lösungen anzuwenden. Um letztere herzustellen, hält man gesättigte, alkoholische Lösungen dieser Farbstoffe, am besten in Tropfflaschchen, bereit und setzt sie dann tropfenweise größeren Mengen destillierten Wassers hinzu. Die zur Verdünnung angewandte Wassermenge hat mindestens das Zehnfache der alkoholischen Lösung zu betragen. Die wässerige Methylviolett-, Gentianaviolett- oder Fuchsinlösung muß stets frisch dargestellt werden, während die verdünnte Methylenblaulösung haltbar ist. Bismarckbraun hat man, da sie sich in Alkohol verändern, in wässeriger Lösung zu

halten, aber vor jeder Benutzung zu filtrieren. Die Verwendung von Bismarckbraun ist übrigens jetzt sehr gegen die der anderen Farbstoffe zurückgegangen.

Die in einem flüssigen Medium befindlichen Bakterien breitet man, so wie wir das zuvor schon getan hatten, in möglichst dünner Schicht auf dem Deckglase aus und läßt sie bei Zimmertemperatur, vor Staub geschützt, eintrocknen. Enthält die Flüssigkeit Eiweißkörper oder Schleim, so müssen diese, nach völliger Austrocknung des Präparats, noch fixiert werden, was durch mehrtägiges Einlegen des Deckglases in absoluten Alkohol resp. Alkoholäther, oder durch höhere Temperaturen, zu erreichen ist. Will man letztere einwirken lassen, so läßt man das mit einer Pinzette, am besten mit der Cornetschen „Deckglaspinzette“ (S. 143) festgehaltene Deckglas etwa 3mal ziemlich rasch die Flamme eines Bunsenschen Gasbrenners oder eine kräftige Spiritusflamme passieren, wobei die mit Bakterien bestrichene Seite nach oben zu kehren ist. Es empfiehlt sich das Deckglas drei Kreise innerhalb der Flamme beschreiben zu lassen und die Zeit für jeden dieser Kreise auf ca. 1 Sekunde zu bemessen. Durch zu lange Einwirkung der Flamme leidet die Tinktionsfähigkeit der Bakterien, es gilt somit, die Zeit der Einwirkung genau festzuhalten. Man tingiert, indem man über das in dieser oder jener Weise vorbereitete Deckglas, welches aber für alle Fälle lufttrocken sein muß, einige Tropfen des Farbstoffes ausbreitet und ihn einige Sekunden, doch unter Umständen noch länger, selbst bis 5 Minuten lang, bei gewöhnlicher Temperatur einwirken läßt. Bei solchen Bakterien, die schlecht den Farbstoff aufnehmen, unterstützt ein Erwärmen der Farbstofflösung die Tinktion. Man hält dann das mit der Farbstofflösung bedeckte Deckglas 10 bis 60 Sekunden lang in die Flamme, bis die Lösung zu dampfen beginnt. Nach vollzogener Tinktion wird das Deckglas in Wasser abgespült und seine bakterienfreie Seite mit einem Leinwandläppchen oder Fließpapier abgetrocknet. Dann legt man es mit der gefärbten Seite nach unten, in einen Wasser- oder Glyzerintropfen auf den Objektträger und beginnt hierauf mit der Untersuchung. Oder man läßt das Deckglas nach erfolgter Abspülung und Reinigung, die in diesem Falle stets mit destilliertem Wasser, das keine Rückstände hinterläßt, auszuführen ist, bei Zimmertemperatur trocken werden, setzt der gefärbten Seite zur Aufhellung einen Tropfen Terpentinöl, Xylol, Zedernholzöl oder Bergamottöl auf, und führt in diesem die Beobachtung aus. Hat eine Überfärbung des Objektes stattgefunden, so entzieht man ihm einen Teil des Farbstoffes, indem man absoluten Alkohol entsprechend lange einwirken läßt. Dasselbe Resultat kann man erzielen, wenn man zur Aufhellung der Präparate Nelkenöl anwendet, das ebenfalls, je nach der Länge der Einwirkung, den Farbstoff mehr oder weniger extrahiert. Zu dem gleichen Zwecke ist auch empfohlen worden, die mit Wasser abgespülten Präparate 1 Sekunde lang in ganz verdünnte und zwar 0,5 proz. Essigsäure zu tauchen[1]). Überfärbte Präparate, denen ein Teil ihres Farbstoffes wieder entzogen wird, geben oft die schönsten Bilder. Soll das Präparat dauernd aufbewahrt werden, so entfernt man die aufhellende Flüssigkeit mit Fließpapier und bettet am besten in Kanadabalsam ein. Der Kanadabalsam darf aber nur in Xylol oder in Terpentin, nicht in Chloroform gelöst sein, da letzteres die basischen Anilinfarben extrahiert. Aus letzterem Grunde soll auch der

1) Günther, Einführung in das Studium der Bakteriologie, VI. Aufl., 1906, S. 117.

Kanadabalsam nicht warm angewandt werden. Für Dauerpräparate schadet etwas Überfärbung zunächst nicht, da im Balsam schließlich doch die Intensität der Färbung abnimmt. — Man achte darauf, falls das Präparat später bei homogener Immersion untersucht werden soll, daß der Kanadabalsam nicht am Deckglasrande hervortrete, denn er ist in den Immersionsölen löslich, wodurch das ganze Deckglas verunreinigt werden könnte. Um diesem Übelstande vorzubeugen, kann man am Deckglasrande, nachdem der Kanadabalsam fest geworden ist, einen Rahmen von Goldsize, das in den Immersionsölen nicht löslich ist, auftragen. Man benutze hierzu einen feinen Pinsel und sorge dafür, daß dieser Kitt nicht mehr als nötig über den Deckglasrand greife. — Die mit Bismarckbraun tingierten Präparate behalten ihre Färbung auch in Glyzerin und können somit in diesem aufbewahrt werden. Den Verschluß am Deckglasrande stellen wir alsdann mit Kanadabalsam in Chloroform her. Nach einigen Tagen oder Wochen, je nach Bequemlichkeit, bringen wir über dem Kanadabalsam noch einen Verschluß mit dem vorhin genannten Kitte an. Auch können die Bismarckbraunpräparate in Glyzeringelatine eingebettet werden und verlangen dann keinen weiteren Verschluß. Hat man den Wunsch, eine größere Menge von Bakterien auf einmal zu färben, so führt man die vorhin geschilderten Präparationsmethoden auf einem Objektträger, statt auf dem Deckgläschen aus. Nach Trocknen der bakterienhaltigen Schicht kann man Immersionsöl auftropfen lassen und in diesem ohne Deckglas untersuchen. Stellen, deren Erhaltung wünschenswert erscheint, werden mit Kanadabalsam und Deckglas bedeckt.

Hat sporenbildendes Material in unseren Kulturen vorgelegen, so werden wir bei etwaigem Versuch, es zu tingieren, konstatiert haben, daß die Sporen ungefärbt blieben. Das bisher von uns angewandte Verfahren reichte nämlich nicht zur Abtötung der Sporen aus, und nahmen diese daher auch den Farbstoff nicht auf. Führen wir hingegen die lufttrockenen Deckglaspräparate hinreichend oft durch die Flamme, 10 bis 40mal, je nach der Natur der Sporen, so werden sie hierauf färbbar. Gleichzeitig verlieren aber die übrigen Teile der sporenbildenden, sowie die nicht fruktifizierenden Bakterien, so auch das Cytoplasma und die Zellkerne der im Präparat etwa vertretenen Gewebeelemente mehr oder weniger vollständig ihre Tinktionsfähigkeit. Dieselben Effekte werden erzielt, wenn man das lufttrockene Deckglaspräparat etwa $^1/_4$ bis $^1/_2$ Stunde lang im Wärmeschranke bei 180 bis 200° verweilen läßt. Um schöne Sporenfärbungen und zugleich auch Färbungen des übrigen Bakterienkörpers zu erzielen, wenden wir am besten das Ehrlichsche Anilinwasserfuchsin an. Dieses Anilinwasserfuchsin stellen wir uns her, indem wir zunächst gereinigtes Anilinöl im Überschuß mit destilliertem Wasser etwa 1 Minute lang schütteln. Es dürften ca. 5 *ccm* Anilinöl auf 100 *ccm* Wasser anzuwenden sein. Man läßt 5 Minuten stehen, filtriert dann durch ein zuvor mit destilliertem Wasser angefeuchtetes Filter. Das Filtrat muß wasserklar sein, und es empfiehlt sich, es stets frisch herzustellen. Man fügt zu ihm so lange alkoholische Fuchsinlösung hinzu, bis die Flüssigkeit deutlich zu opalisieren beginnt. Das getrocknete und 3mal durch die Flamme gezogene Deckglaspräparat läßt man, die Schicht nach unten, auf einer heißen Lösung dieses Anilinwasserfuchsins 1 Stunde lang schwimmen. Die Sporen und das Protoplasma der Bakterien sind alsdann gleichmäßig gefärbt. Es empfiehlt sich nunmehr, die Sporen gegen den übrigen Körper der Bakterien durch

eine Doppelfärbung besser abzuheben. Hierzu dürfte, nach Anwendung des Anilinwasserfuchsins, wässerige oder verdünnte alkoholische Methylenblaulösung besonders geeignet sein. Die beabsichtigte Doppelfärbung gelingt am sichersten, wenn man das überschüssige Anilinwasserfuchsin durch Einlegen des Präparates für einige Sekunden bis Minuten in absoluten Alkohol, resp. selbst in einen mit 3% Salzsäure ganz schwach angesäuerten Alkohol, entfernt und dann erst die Methylenblaulösung einwirken läßt. In manchen Fällen muß man statt des reinen oder schwach angesäuerten Alkohols verdünnte Mineralsäuren anwenden, um ganz scharfe Bilder zu erhalten. Eine gelungene Doppelfärbung mit Anilinwasserfuchsin und Methylenblau zeigt die Sporen rot, den übrigen Bakterienkörper mehr oder weniger dunkelblau gefärbt. Statt des Anilinwasserfuchsins ist mit ebensolchem Erfolge heiße Ziehlsche Karbolfuchsinlösung zur Sporenfärbung zu verwenden. Die Lösung stellt man her, indem man in 100 Teilen 5proz. Karbolsäure und 10 Teilen Alkohol 1 Teil Fuchsin auflöst. Besonders bewährt hat sich die Färbung mit Karbolfuchsin nach vorausgegangener Chromsäurebeizung. Man läßt zu diesem Zweck 5% Chromsäure 1 bis 2 Minuten einwirken, spült mit Wasser ab, tropft Karbolfuchsin auf und erwärmt etwa 1 Minute lang bis zur Dampfbildung. Dann differenziert man mit 10% Schwefelsäure, oder andern schwachen Säuren, bis die rote Farbe fast verschwunden ist, spült mit Wasser ab und färbt in der zuvor geschilderten Weise mit Methylenblau nach[1]). Die Ehrlichsche Lösung hält sich meist nur wenige Tage und ist im allgemeinen erst 24 Stunden nach ihrer Darstellung zu verwenden; die Ziehlsche ist hingegen dauernd haltbar. Die Tinktionsfähigkeit der Ehrlichschen Lösung wird noch gesteigert, wenn zu 100 *ccm* des gesättigten Anilinwassers 1 *ccm* einer 1proz. Natriumhydratlösung und hierauf statt alkoholischer Farbstofflösungen 4 bis 5 *g* festes Fuchsin, Methylviolett oder Methylenblau hinzugefügt und die Lösung tüchtig geschüttelt wird[2]).

Es dürfte sich nur in den seltensten Fällen empfehlen, Schnitte aus frischem Gewebe auf Bakterien zu untersuchen. Viel vorteilhafter, und meist durchaus notwendig, ist es vielmehr, solche Gewebe zuvor zu härten. Zur Härtung hat sich für diese Zwecke der absolute Alkohol am besten bewährt, da bei Anwendung anderer Härtungsmittel das Gelingen der späteren Tinktionen weniger sicher wird. Die im Alkohol zu härtenden Gewebstücke sollten nicht über haselnußgroß sein und mindestens 3 Tage in verhältnismäßig großer Menge öfters erneuerten, absoluten Alkohols gelegen haben. — Nicht alle Bakterien lassen sich gleich leicht färben. Fast stets erfolgt aber eine Färbung bei Anwendung einer starken alkalischen Lösung von Methylenblau, welche als das universellste Färbungsmittel für Bakterien gelten kann. Diese Lösung wird hergestellt, indem man 30 *ccm* konzentrierte alkoholische Lösung von Methylenblau in 100 *ccm* Kalilauge 1:1000 einträgt[3]). Die Färbung ist in wenigen Minuten vollzogen, worauf die Schnitte in 0,5proz. Essigsäure abgespült, weiterhin in Alkohol entwässert werden und durch Zedernholzöl oder Xylol in Kanadabalsam gelangen.

---

1) Nach K. B. Lehmann und R. O. Neumann, Atlas und Grundriß der Bakteriologie, IV. Aufl., 1907, S. 660.

2) Löffler, Zentralbl. für Bakteriologie, Bd. VI, 1889, S. 213.

3) Nach Löffler, Mitteil. a. d. Kaiserl. Gesundheitsamte, Bd. II, 1884, S. 439.

Wünscht man nur bestimmte Bakterien in den Schnitten tingiert zu behalten, so sucht man die übrigen sowie die Gewebe wieder zu entfärben. Die Bakterien widerstehen im allgemeinen der Entfärbung besser als die Gewebeelemente, zeigen andererseits verschiedene Resistenzfähigkeit. Am häufigsten wird für eine solche „Isolierung", d. h. isolierte Bakterienfärbung, die Gramsche Methode[1]) angewandt. Diese ist im besonderen dadurch ausgezeichnet, daß sie eine Entfärbung der Zellkerne in den Gewebezellen bewirkt, ohne die Färbung der meisten Bakterien zu verändern. Die Schnitte werden zunächst mit Anilinwassermethylviolett oder Anilinwasserfuchsin gefärbt. Man stellt sich diesen Farbstoff, ähnlich wie wir es zuvor schon getan, her, indem man 5 *ccm* reines Anilinöl zu ca. 95 *ccm* destilliertem Wasser zusetzt, gehörig schüttelt und durch ein zuvor angefeuchtetes Filter filtriert. Zu dem klaren Anilinwasser werden nun 11 *ccm* einer konzentrierten alkoholischen Methylviolettlösung (besser als das ursprünglich empfohlene Gentianaviolett) zugesetzt, nochmals durch ein angefeuchtetes Filter filtriert und schließlich 10 *ccm* absoluten Alkohols hinzugefügt[2]). Die Lösung hält sich etwa 14 Tage. Die mit dem Anilinwassermethylviolett tingierten Schnitte werden direkt oder nach einer leichten Abspülung in Alkohol, in eine Jodjodkaliumlösung übertragen, die auf 300 Teile destilliertes Wasser 2 Teile Jodkalium und 1 Teil Jod enthält. Dort verweilen sie 1 bis 2 Minuten. Infolge des in der Jodjodkaliumlösung erfolgten Niederschlages werden die Schnitte schwarzpurpurrot. Die Schnitte entfärben sich hierauf nach der Übertragung in Alkohol; weiter kommen sie in Nelkenöl, dann in Kanadabalsam. Vornehmlich angewandt wird jetzt das etwas modifizierte Gramsche Verfahren, das als Gram-Günthersches bekannt ist[3]). Zur Entfärbung wird da nicht nur Alkohol, sondern daneben auch 3proz. Salzsäurealkohol benutzt. Die mit Jodjodkalium bereits behandelten Schnitte kommen auf $^1/_2$ Minute in Alkohol, genau 10 Sekunden in 3proz. Salzsäurealkohol, auf mehrere Minuten wieder in reinen Alkohol, und eventuell wiederholt noch in bereit gehaltenen reinen Alkohol bis zur maximalen Entfärbung, endlich, wenn kein Farbstoff mehr von den Schnitten abgeht, in Xylol und aus diesem in den in Xylol gelösten Kanadabalsam. Bestimmte Bakterien werden bei dieser Behandlung übrigens ebenso wie die Zellkerne der Gewebe ihres Farbstoffes beraubt. Es kann somit das Entfärbungsverfahren in solchen Fällen auch zur Unterscheidung der Bakterien in grampositive und gramnegative, d. h. zur „Differentialdiagnose" dienen, doch verlangt es eine sehr genaue Kenntnis und die volle Beherrschung der zu benutzenden Methode. Diese hat auch für Deckglaspräparate vielfache Anwendung gefunden.

Für das Aufsuchen der Bakterien in Geweben, nach ihrer vollzogenen Tinktion, läßt sich mit großem Vorteil der Abbesche Beleuchtungsapparat und zwar in ganz bestimmter Weise benutzen. Es wird nach Einstellung des Präparats die Irisblende ganz weit geöffnet, so daß der die ganze Objektivöffnung erfüllende Beleuchtungskegel zur Verwendung kommt. Dabei verschwinden die Abbildungen aller nicht gefärbten, nur durch Unterschiede in dem Brechungsvermögen unterscheidbaren Teile mehr oder weniger vollständig, das Strukturbild wird sozusagen zerstört, während die gefärbten, Licht absorbierenden Körper

1) Fortschritte der Medizin, Bd. II, 1884, S. 185.
2) Nach Weigert und Koch, Mitteil. a. d. Kaiserl. Gesundheitsamte, Bd. II, S. 6.
3) Karl Günther, Deutsche med. Wochenschr. 1887, S. 474.

sichtbar bleiben. Man bezeichnet auch dies als Isolierung des Farbenbildes. Entsprechende Effekte sind annähernd auch mit den kleineren Beleuchtungsapparaten zu erzielen.

Nach dieser allgemeinen Orientierung wollen wir es versuchen, einige unschwer zu beschaffende Bakterien auf ihre morphologischen Merkmale hin näher zu untersuchen.

Wir schöpfen zunächst aus einer Quelle, die uns so ziemlich alle charakteristischen Bakterienformen gleichzeitig vorführt, es ist das der weiße Beleg der Zähne[1]). Zahlreiche Bakterienarten bewohnen ihn und wir können fast sicher darauf zählen, Kugelbakterien, Stäbchen, Fäden und Schrauben in ihm aufzufinden (Fig. 81). Wird eine kleine Menge des genannten Belegs im Wassertropfen des Objektträgers verteilt und bei möglichst starker Vergrößerung untersucht, so fallen zunächst dickere, in parallele Büschel angeordnete und dünnere verschlungene Fäden auf. Nach Zusatz von Jodjodkaliumlösung färben sich die dickeren Fäden blauviolett, die dünneren gelb. Die durch ihren Amyloidgehalt ausgezeichneten, sich blauviolett färbenden Fäden sind als Bacillus buccalis, die anderen als Lepthothrix buccalis *a*, *a** unterschieden worden. Die Jodjodkaliumlösung läßt deutlich eine Zusammensetzung dieser Fäden aus kürzeren Gliedern erkennen. Mit Jodjodkaliumlösung sich blauviolett färbende, in einer Scheide steckende Ketten von 4 bis 10 Zellen, die sich hin und wieder beobachten lassen, hat man Jodococcus vulgaris genannt. Dazu kommen Spirochaete dentium in langen, lebhaft beweglichen Schrauben (*c*) und endlich Spirillum sputigenum, sich ebenfalls lebhaft bewegend, in kommaförmigen, oft in Zweizahl verbundenen Stäbchen (*d*). Außerdem finden sich in der Mundhöhle gelegentlich eine größere Zahl anderer, zum Teil noch nicht genauer studierter Bakterien.

Fig. 81. Bakterien des Zahnschleimes. *a* Bacillus buccalis und Leptothrix buccalis, bei *a** nach Jodbehandlung, *b* Mikrokokken, *c* Spirochaete dentium, nach Jodbehandlung, *d* Spirillum sputigenum. Vergrößerung 800.

Nunmehr wollen wir auch noch die Entwicklungsgeschichte eines Bakteriums, und zwar des Heubazillus lückenlos zu verfolgen suchen. Wir übergießen zunächst trockenes Heu[2]) mit möglichst wenig Brunnenwasser und lassen den Aufguß vier Stunden lang in einem Wärmeschrank bei der konstanten Temperatur von 35° C stehen. Hierauf gießen wir den Aufguß ab, ohne zu filtrieren, und verdünnen ihn, größerer Sicherheit wegen, wenn er zu konzentriert sein sollte, bis zum spezifischen Gewichte von 1,004. Nunmehr bringen wir die Flüssigkeit in einen Kolben, der über 500 *ccm* faßt. Der Kolben wird oben mit einem Watteropf verschlossen und hierauf die Flüssigkeit eine Stunde

1) W. D. Miller, Die Mikroorganismen der Mundhöhle, II. Aufl., 1892.

2) Nach einer von Roberts und Buchner empfohlenen Methode; vgl. Zopf, Die Spaltpilze, S. 57.

lang bei geringer Dampfentwicklung gekocht. Dann bleibt sie bei 36° C stehen. Nach Ablauf von ein bis anderthalb Tagen ist auf der Oberfläche der Flüssigkeit eine zarte, graue Haut, die Kahmhaut, gebildet; sie besteht aus der Zoogloea von Bacillus subtilis (Ehrb.), dem Heubazillus. Wir haben die Eigenschaft der Sporen dieses Bakteriums, selbst die Siedehitze längere Zeit auszuhalten, benutzt, um eine Art Reinkultur von ihm zu erlangen, die freilich keine volle Sicherheit gegen Verunreinigung mit fremden Keimen bietet. — Von der erhaltenen Kahmhaut übertragen wir nunmehr ein wenig mit der Platinöse auf den Objektträger und untersuchen das Objekt mit den stärksten Vergrößerungen, die uns zur Verfügung stehen. Wir finden die Kahmhaut gebildet aus langen, gegliederten, wellig verlaufenden, parallel zueinander orientierten Fäden. Die Fäden verharren größtenteils in ihrer Lage, weil sie durch eine nicht direkt sichtbare Gallerte zusammengehalten werden (Fig. 82 *A*). Die Fäden bestehen aus zylindrischen, an den Enden stumpf abgerundeten Stäbchen, die verschieden lang sind, im allgemeinen aber zwei- bis dreimal so lang als breit. Die Substanz der Stäbchen erscheint homogen, ziemlich stark lichtbrechend, farblos. Selbst bei stärkster Vergrößerung ist eine anderweitige Struktur nicht zu erkennen. Mit Chlorzinkjodlösung werden die Stäbchen ihrer ganzen Masse nach braungelb gefärbt und sehr deutlich sichtbar. Die Bilder sind schöner als die mit anderen Jodlösungen zu erhaltenden. Dabei erscheinen die Glieder der Fäden im allgemeinen kürzer als im frischen Zustande, weil jetzt alle Grenzen sichtbar werden. Um die Stäbchen scharf hervortreten zu lassen, können wir sie nach der uns schon bekannten Methode mit Fuchsin, Methylviolett, Gentianaviolett oder Bismarckbraun färben und bewahren sie eventuell als Dauerpräparate in Kanadabalsam auf.

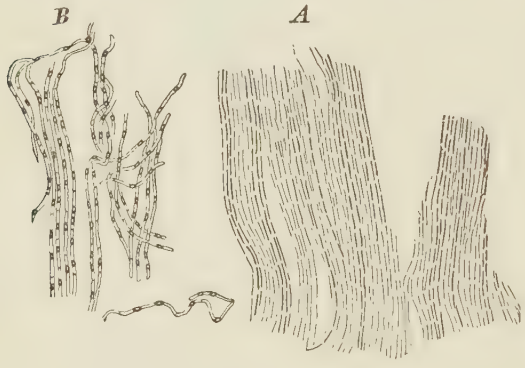


Fig. 82. Bacillus subtilis. *A* die Kahmhaut, *B* die Sporenbildung. *A* 500-, *B* 800mal vergrößert.

Stellen wir einzelne Partien einer übertragenen Kahmhaut bei etwa 1000facher Vergrößerung ein, so können wir die Teilung der Stäbchen direkt sehen. Am besten ist es, das betreffende Fadenstück mit Hilfe eines Zeichenapparates in kurzen Intervallen zu zeichnen und die eingetretenen Veränderungen an der Zeichnung zu kontrollieren. Sind noch hinreichende Nährstoffe in der Beobachtungsflüssigkeit vorhanden, so teilen sich die einzelnen Stäbchen alle halbe bis anderthalbe Stunde. Je höher die Zimmertemperatur, um so schneller die Teilungen. Die Stäbchen nehmen an Länge zu, ohne dünner zu werden; haben sie aber ein bestimmtes Maß erreicht, so tritt in ihrer Mitte eine sich dunkel zeichnende Scheidewand auf. Dieser Teilungsvorgang erklärt die Anordnung der Stäbchen und Fäden; er erklärt auch den welligen Verlauf der Fäden, die interkalar an allen Punkten wachsen und bei verhinderter Längsdehnung sich seitlich krümmen müssen. Aus diesem Grunde zeigt

schließlich die ganze Kahmhaut eine dem bloßen Auge sichtbare Faltung. — Wir übertragen jetzt ein wenig Kahmhaut in eine feuchte Kammer, um sie in einem suspendierten Tropfen zu beobachten. Dabei wollen wir uns der einfachst möglichen, feuchten Kammer, nämlich eines kleinen Papprahmens, bedienen. Aus mäßig dicker Pappe wird ein solcher Papprahmen, dessen inneres Lumen etwas kleiner als der Durchmesser des zu benutzenden Deckglases ist, dessen äußerer Umriß nicht die Breite des Objektträgers übersteigt, geschnitten. Dieser Rahmen wird in Wasser geworfen, wo er sich vollsaugt, und dann auf den Objektträger gelegt. Ein Deckglas, das man in einer Flamme zuvor sterilisierte, erhält hierauf in der Mitte einen flach auszubreitenden Tropfen der Kulturflüssigkeit, in welche das zu untersuchende Objekt übertragen wird. Das Deckglas dreht man mit rascher Wendung um und legt es, mit nach unten gekehrtem Tropfen, auf den Papprahmen. Hält die Beobachtung länger an, so bringt man von Zeit zu Zeit einige Wassertropfen auf den Papprahmen, damit er nicht austrockne. Unterbricht man die Beobachtung, so kann man das Präparat in einer größeren feuchten Kammer auf passendem Gestell, das in einem mit Wasser halb angefüllten Teller aufgestellt wird, unter einer Glasglocke, die mit ihren Rändern in das Wasser taucht, vor Verdunstung schützen. Es läßt sich eine bestimmte Stelle im Präparat später wiederfinden, das heißt der Objektträger in die frühere Lage auf den Objekttisch des Mikroskops bringen, wenn auf diesem Objekttisch, rechts und links von der zentralen Öffnung je ein Kreuz eingeritzt wird, und der Objektträger, während man senkrecht von oben herabblickt, vor seinem Entfernen mit demselben Kreuze entsprechend bezeichnet wird. Die Bezeichnung nimmt man wohl am besten mit einem scharf zugespitzten auf Glas schreibenden Faberschen Farbenstifte vor. — Von den optischen Werkstätten werden jetzt außerdem „bewegliche Objekttische“ oder „Kreuztische“ im Preise von 50 bis 120 Mk. geliefert, welche eine langsame Bewegung des Objektes in zwei sich kreuzenden Richtungen durch das Gesichtsfeld des Mikroskops, eine genaue Durchmusterung des Präparats, sowie auch die Notierung jeder Stellung und somit auch das Wiederfinden jedes Punktes in diesem Präparat ermöglichen. — Sind die Nährstoffe des Tropfens annähernd erschöpft, so steht die vegetative Zweiteilung still und es beginnt die endogene Sporenbildung. Nach Ablauf von 6—8 Stunden sind dann in den Fällen, in wenig gleichen Abständen, ellipsoidische, stark lichtbrechende Sporen vorhanden (Fig. 82 *B*). Die Fäden erscheinen im übrigen entleert, nur farblose Hüllen verbinden die Sporen. An einzelnen Stellen des Präparats findet man sicher die Sporen noch in Bildung. Sie zeigen sich als stärker das Licht brechende Substanzansammlungen in dem Verlauf jedes Stäbchens und zwar meist gegen dessen Mitte. Die Ansammlung wird immer stärker, während sich das Stäbchen entleert, und schließlich ist die Spore vollendet. Läßt man die Kultur einige weitere Stunden stehen, so sind die Hüllen der Stäbchen undeutlich geworden, und nach Ablauf eines Tages etwa erscheinen die Sporen frei, auf den Grund des Tropfens gesunken. — Unter ungünstigen Kulturbedingungen, wie sie beispielsweise bei relativ zu hohem Zuckergehalt der Lösungen sich einstellen, treten unregelmäßige Anschwellungen und sonst abnorme Gestaltsveränderungen der Zellen, die Involutionsformen, auf. — Die Sporen keimen sehr leicht, wenn sie in frische Nährstofflösung übertragen werden: langsamer bei Zimmertemperatur, schneller bei 30°. Am besten ist es, sie 5 Minuten lang zu kochen und langsam abzu-

kühlen. Dann kann man schon nach 2—3 Stunden die Anfänge der Keimung sehen. Die Sporenmembran wird einseitig geöffnet, der Keimling beginnt hier hervorzutreten und streckt sich allmählich zum Stäbchen aus. Man bezeichnet diese Art der Keimung bei Bakterien als gekreuzte, im Gegensatz zur gleichsinnigen, wo die Keimung in der Längsrichtung der Spore erfolgt. Der Keimling zeigt sich dabei senkrecht zur Längsrichtung der Spore orientiert. Sein hinteres Ende bleibt in der Sporenhaut stecken. Es vergehen etwa 12 Stunden, bis sich das Stäbchen zum erstenmal teilt. In der Zwischenzeit dargestellte Präparate vereinigen alle Keimungsstadien. Meist sieht man die ausgekeimten Stäbchen sich alsbald in Bewegung setzen, sie treten in das Schwärmstadium ein. Ein solches schwärmendes Stäbchen führt an seinem hinteren Ende noch die Sporenhaut mit sich. Die Zahl der Schwärmer wird durch fortgesetzte Teilung immer größer, und sie erfüllen die ganze Flüssigkeit vor Beginn der Kahmhautbildung. Dann erst sammeln sich die Schwärmer an der Oberfläche der Flüssigkeit, kommen hier zur Ruhe und erzeugen die Kahmhaut. Die Schwärmer zeigen ungleiche Länge, werden aber vorwiegend von zwei aneinander hängenden Individuen gebildet. Sie bewegen sich in ganz charakteristischer Weise, „wackelnd“ durch das Gesichtsfeld und würden nach geeigneter Fixierung und Färbung, sich ringsum mit „Geißeln“ besetzt zeigen.

Bei der Untersuchung lebender, pathogener Bakterien ist die Anwendung kleiner, feuchter Kammern vielfach geboten, damit die Möglichkeit einer Infektion ausgeschlossen sei. Dann gilt es aber vollkommenere Einrichtungen zu treffen, als jene, die sich aus der Benutzung des soeben geschilderten Papprahmens ergeben. Da können in Anwendung kommen in ihrer Mitte ausgehöhlte Objektträger, oder auch Objektträger, denen ein von einem entsprechend weiten Gasrohr abgesprengter Ring aufgekittet ist — um nur diese noch immer sehr einfachen Kammern zu nennen. Dem sterilisierten Deckglas, das man mit der Cornetschen Pinzette festhält, wird mit der ausgeglühten Platinöse ein Tropfen reines Wasser aufgetupft, das Beobachtungsmaterial in diesen Tropfen übertragen und in ihm verteilt, hierauf das Deckglas umgekehrt und über die ausgehöhlte Stelle des Objektträgers, oder auf den Glasring gelegt. Der Ausschliff des Objektträgers wird zuvor mit Vaseline umzogen, oder diese dem Glasring aufgetragen, so daß die Ränder des Deckglases auf der Vaseline ruhen. Man drückt das Deckglas etwas an, damit der Abschluß vollkommen sei. So ist der Tropfen entsprechend isoliert, seine Verdunstung und etwaige Strömungen in seinem Innern, welche die Bakterien in Bewegung versetzen könnten, zugleich ausgeschlossen.

Den Kulturmethoden der Bakterien hat man infolge der theoretischen und praktischen Bedeutung, welche sie gewonnen haben, die allergrößte Sorgfalt zugewandt. Diese Kulturen sind ein wesentliches Hilfsmittel für die Bestimmung der Bakterien geworden, die makroskopisch nach der Gestalt, der Art des Wachstums ihrer Kolonien und nach deren oft charakteristischer Färbung sich vielfach leichter als mikroskopisch unterscheiden lassen. Dann hatte es für entwicklungsgeschichtliche Zwecke die größte Bedeutung, solche Kulturen anzulegen, um über den Zusammenhang bestimmter Formen sich zu orientieren. Endlich fiel solchen makroskopischen Kulturen vielfach die Aufgabe zu, das Vorhandensein entwicklungsfähiger Keime in gewissen Medien fest-

zustellen, eventuell auch ihre Zahl zu bestimmen[1]). Die Hauptbedingung für alle diese Untersuchungen ist, daß die Kulturen frei von jeder zufälligen Verunreinigung sind und frei von solcher bleiben; die Herstellung von „Reinkulturen" gestaltete sich damit zu einer der wichtigsten Aufgaben auf diesem Gebiete.

Est ist nun die spezielle Aufgabe hygienischer Institute geworden, die Methoden der Bakterienkulturen zu vervollkommenen und zu pflegen. Wir wollen uns mit einer Orientierung über diese Methoden hier begnügen, und sie nur soweit näher ins Auge fassen, als dies für die botanischen Aufgaben der Bakteriologie, sowie der Züchtung niederer Gewächse erwünscht ist. Die Züchtung der Bakterien wurde früher fast ausschließlich in flüssigen Medien vorgenommen; erst durch Robert Koch kam der durchsichtige, feste Nährboden allgemein zur Anwendung. Dieser feste, durchsichtige Nährboden wird aus einer gallertartig erstarrenden Substanz, die man mit passenden Nährlösungen versetzt, hergestellt. So werden, je nach dem Bedürfnis des zu kultivierenden Organismus, Nährgelatinen mit Heuinfus, Bierwürze, Fleischextrakt, Peptonlösungen, Blutserum bereitet. Um unseren Heubazillus auf festem Nährboden zu kultivieren, würden wir letzteren aus Heuinfus und Gelatine herstellen; für pathogene Bakterien spielt der mit Pepton-Kochsalz-Bouillon versetzte Nährboden[2]) die größte Rolle. Die Nährlösung wird in diesem Falle als Fleischinfus mit Pepton- und Kochsalzzusatz gewonnen und mit basischem Natriumphosphat oder Natriumkarbonat schwach alkalisch gemacht. Ohne Gelatine wird diese Nährstofflösung als Nährbouillon bezeichnet; mit gewöhnlicher Gelatine verbunden, heißt sie Kochsche Nährgelatine; mit Agar-Agar, Nähragar. Agar-Agar verlangt zu seiner Verflüssigung eine höhere Temperatur als gewöhnliche Gelatine, was für Züchtungen bei Bruttemperatur Vorteil gewährt. Auf mit Traubenzucker versetztem Agar-Agar gedeihen die meisten Bakterien gut. Der Botaniker wird eine ganz besonderen Zwecken dienende Nährgelatine sich selbst herzustellen haben; die für pathogene Organismen üblichen Nährböden, deren Darstellung besondere Einrichtungen verlangt, sind besser fertig zu beziehen. Eine ganze Zahl mikroskopisch-chemischer Anstalten, so unter anderen auch die von Dr. C. Grübler & Co. in Leipzig, sorgt für solchen Bedarf. Außer Nährgelatine und Nähragar ist auch das in manchen Fällen notwendige, sterilisierte Blutserum käuflich zu erhalten. Diese Nährböden werden nach Wunsch in Röhrchen (Reagenzgläschen), Kölbchen oder auch Kochflaschen geliefert.

Zur Herstellung von Plattenkulturen wird die Gelatine in den Reagenzgläsern infiziert. Man erwärmt zu diesem Zwecke das Reagenzglas, „Gelatineröhrchen", vorsichtig über einer Flamme, ohne es stärker zu erhitzen, und nachdem die Gelatine sich verflüssigt hat, nimmt man den Wattepfropfen heraus. Der Rand des Gläschens wird in der Flamme abgeglüht, um dort etwa anhaftende, aus der Luft stammende Keime zu töten. Dann „infiziert" man die Gelatine, je nach der Menge Material, das verwendet werden soll, mit einem geraden Platindraht oder einer Platinöse, die man durch Glühen sterilisierte. Sie benutzt

1) Die für bakteriologische Arbeiten notwendigen Apparate und Utensilien lassen sich jetzt aus jedem größeren Lager dieser Art beziehen. Mit die größten dieser Lager sind diejenigen von Dr. Hermann Rohrbeck in Berlin NW., Karlstraße 20a, von F. u. M. Lautenschläger, Berlin N. 39, Chausseestraße 92, von C. Gehrhardt, Bonn.

2) Löffler, Mitteil. a. d. Kaiserl. Gesundheitsamte, Bd. I, 1881, S. 27 u. 169.

man auch, um das Material möglichst gleichmäßig mit der Gelatine zu vermischen. Auch eine bestimmte Menge zu untersuchenden Wassers oder von Milch kann in solcher Gelatine mit sterilisierter Pipette eingeführt und verteilt werden, in entsprechender Weise endlich eine bekannte Menge fein verteilten Bodens. Man pflegt im allgemeinen sich mit der ersten Infizierung nicht zu begnügen, hält vielmehr drei Röhrchen mit flüssiger Gelatine in Bereitschaft und überträgt, nachdem eine möglichst gleichmäßige Verteilung des Materials in dem ersten Röhrchen erfolgte, drei Platinösen Inhalt aus diesem ersten Röhrchen in das zweite, und nach erfolgter Vermischung in letzterem, weitere drei Ösen Inhalt aus dem zweiten Röhrchen in das dritte. Die drei Platten, auf welche die infizierte Gelatine gegossen werden soll, müssen vorher im Wärmeschranke, annähernd eine halbe Stunde lang, bei einer Temperatur von 160° C verweilt haben, und zwar am besten im Innern von Büchsen aus gefalztem Eisenblech, die mit Deckel staubfrei verschlossen sind. Die Sterilisierung der Platten könnte auch, statt im Wärmeschranke, in der Flamme vorgenommen werden. Man wartet bis die Platten abgekühlt sind und legt sie auf eine größere Glasplatte, die auf Eisstücken und Wasser in einer Glasschale ruht. Unter einer Glasglocke kühlen sich dort die Platten auf dem Eise ab, worauf die infizierte Gelatine auf die Platte gegossen wird. Man kann auch die Platten im Wärmeschranke sich langsam abkühlen lassen und sie ihm nach Bedarf entnehmen. Die Platten pflegen 13 *cm* lang und 8 *cm* breit zu sein; der Rand muß auf etwa 1 *cm* von Gelatine frei bleiben. Die Gelatine ist möglichst gleichmäßig auf den Platten zu verteilen, was mit Hilfe des Randes des Gelatineröhrchens erfolgt, den man demgemäß vor dem Ausgießen der Gelatine noch einmal glühen soll. Die Gelatine muß sofort erstarren. Man pflegt die Platte, welche den Inhalt des zuerst infizierten Röhrchens, des „Originals" empfing, mit o, die Platte, welche die erste Verdünnung aufnahm, mit I, diejenige, welche die zweite Verdünnung erhielt, mit II zu bezeichnen. Diese Platten werden auf passenden Bänkchen unter Glasglocken mit Einhaltung der notwendigen Vorsichtsmaßregeln untergebracht. Die Gelatine auf der Originalplatte pflegt sich bei Zimmertemperatur schon nach 24 Stunden zu trüben. In den nächsten Tagen werden sowohl auf der Originalplatte, wie meist auch auf den mit den Verdünnungen beschickten Platten die einzelnen Bakterienkolonien makroskopisch sichtbar. Auch treten bald Unterschiede im Verhalten der einzelnen Kolonien hervor, und zwar in ihrer Gestalt, ihrer Färbung, in der nicht erfolgenden oder in größerem oder geringerem Grade erfolgenden Verflüssigung der Gelatine. Um bei starken Vergrößerungen die Kolonien einer solchen Platte untersuchen zu können, muß man ein Deckglas der zu untersuchenden Stelle auflegen. Man hebt auch wohl das aufgelegte Deckglas wieder ab, um an ihm einen Abklatsch der oberflächlichen Kolonien zu erhalten. Diesen behandelt man dann weiter wie Deckglaspräparate und bezeichnet ihn auch als Abklatschpräparat. Mit der Darstellung von Abklatschpräparaten darf natürlich nicht gewartet werden, bis die Gelatine durch die Bakterien verflüssigt ist.

Statt einfacher Glasplatten verwendet man mit Vorteil für die Gelatinekulturen flache mit Deckel verschließbare Schälchen, sog. Petrischalen[1]). In diese wird unter Einhaltung derselben Vorsichtsmaßregeln

1) Aus den Lagern chemischer Utensilien für etwa eine halbe Mark zu beziehen.

wie bei den soeben behandelten Plattenkulturen die Gelatine eingegossen. Vielfach nimmt man die Infektion der Gelatine, besonders von Agar-Agar, erst in der Petrischale vor. Man öffnet zu diesem Zwecke die Schale, die man umgekehrt hält und impft nun mit dem Platindraht oder der Platinöse. W. Kruse empfiehlt dazu einen Platinpinsel und führt mit ihm, indem er über den Nähragar in der Schale streicht, die Impfung eines Drittels ihrer Fläche aus. Dann wird der Platinpinsel geglüht, über die zuvor infizierte Fläche gestrichen und mit ihm das zweite Drittel der Fläche geimpft und von dieser endlich, in ganz entsprechender Weise, das letzte Drittel. So wird eine ungleich dichte Verteilung der Keime in den verschiedenen Teilen der Kulturschale erreicht. Mikroskope, die eine gleichmäßige Durchforschung einer Petrischale gestatten sollen, müssen mit besonders großen Objekttischen ausgestattet sein.

Die Kulturen auf Platten oder in Petrischalen bilden den Ausgangspunkt für Reagenzglaskulturen. Man entnimmt unter dem Mikroskop mit der Spitze des ausgeglühten Platindrahts einer ganz bestimmten Kolonie der Plattenkultur eine Spur des zu übertragenden Materials. Das zu infizierende Gelatineröhrchen hält man mit der Öffnung nach unten, entfernt mit drehender Bewegung den Watteprop̈f und führt nun von unten in die Höhe, je nach der vorhandenen Absicht, entweder einen „Impfstich“ oder einen „Impfstrich“ in der Gelatine aus. Im ersteren Falle sticht man hinab bis fast auf den Boden des Gläschens, im zweiten macht man einen dünnen Strich an der Oberfläche der Gelatine.

Seit längerer Zeit ist festgestellt, daß direktes Sonnenlicht einen schädigenden Einfluß auf Bakterien übt, ja deren Keime vielfach in kürzester Zeit tötet. Daher Bakterienkulturen unter allen Umständen vor diesem schädigenden Einfluß bewahrt bleiben müssen. Kräftige X-Strahlen stören, wie sich neuerdings zeigte, ebenfalls die Bakterienentwicklung.

Das makroskopische Verhalten der Kulturen gibt, wie schon mehrfach betont wurde, zahlreiche Anknüpfungspunkte für die Unterscheidung der Bakterien. Die angewandten Nährstofflösungen bleiben entweder klar oder sie trüben sich und bilden Wolken oder Niederschläge von verschiedenem, charakteristischem Aussehen. Die Lösung bleibt dünnflüssig oder wird schleimig, fadenziehend, gerinnt bei bestimmter Zusammensetzung, ändert oft ihre Farbe und Reaktion. Noch auffälliger pflegt dieses bei den Kulturen auf festem durchsichtigem Substrat zu werden. Man sieht plane oder erhabene, kreisrunde, regelmäßig elliptische, traubige, weinblattartige oder anders gestaltete, endlich auch ganz unregelmäßige Kolonien. Bei allen Gelatinekulturen muß zunächst zwischen solchen Bakterien unterschieden werden, welche die Gelatine fest lassen, und solchen, welche sie verflüssigen. In den Reagenzglaskulturen bilden die Bakterien der ersten Kategorie alsbald an der Einstichstelle ein vorspringendes Köpfchen, so daß der Stich mit diesem Köpfchen zusammen das Bild eines Nagels abgibt, oder sie breiten sich an der Oberfläche in Gestalt konzentrischer Ringe oder blatt- und traubenähnlicher Bildungen aus, oder sie wachsen vornehmlich innerhalb des Impfstiches, oder verzweigen sich von diesem baumartig in die Umgebung. Die Farbe der Kolonien ist eine verschiedene und vielfach nimmt auch die Gelatine eine bestimmte Färbung an, oder verändert sonst in dieser oder jener Weise ihr Aussehen. Charakteristische Gerüche, bzw. Gasentwicklung, begleiten fast alle diese Vorgänge.

Endlich haben für das Studium der pathogenen Bakterien die Impfversuche an lebenden, gesunden Tieren die allergrößte Bedeutung, da durch diese erst die infektiösen Eigenschaften der Bakterien sicherzustellen sind. Die Infektion wird unter Beobachtung aller nötigen Vorsichtsmaßregeln, welche Verunreinigung durch fremde Keime ausschließen, vollzogen, kutan oder, wie gewöhnlich, subkutan. Die kutane Infektion wird meist an Orten, die vom Tiere nicht abgeleckt werden können, so etwa am Ohr, ausgeführt. Bei subkutaner Infektion wird in die mit der Pinzette emporgehobene Haut entweder ein Impfstich oder eine Einspritzung gemacht. Man wählt beim Meerschweinchen meist die Innenseite eines Oberschenkels, bei der Maus die Schwanzwurzel zu dieser Operation aus. Zur Injektion dient jetzt die Stroscheinsche Spritze, die aus zwei Glasteilen, einer Kanüle und einem kurzen Schlauch von rotem Kautschuk besteht. Die Entleerung dieser Spritze wird mit einer Hand vollzogen, so daß man die andere Hand frei behält. Die Einspritzungen in die Blutbahnen, die Infektion innerer Körperteile verlangen Einrichtungen, wie sie nur in hygienischen Instituten gegeben sind.

# XXII. Abschnitt.

## Reproduktion der Algen.

### Untersuchungsmaterial.

Kopulierende Spirogyren, frisch, eventuell mit 1 proz. Chromsäure fixiert und in Wasser, dem etwas Kampfer zugesetzt wurde, aufbewahrt. — Cladophora glomerata frisch. — Vaucheria sessilis, die terrestre Form, besser noch die im fließenden Wasser lebende, frisch. Für Schwärmsporenbildung sind die Cladophoren und die Vaucheria tags zuvor zu sammeln und in flache Schalen mit Wasser zu legen; Geschlechtsorgane von Vaucheria sind an 8 Tage alten Kulturen in 2—5proz. Zuckerlösung zu erlangen.

### Reagentien.

Jodjodkalium. Eventuell 1proz. Osmiumsäure und Bealescher Karmin.

Nachdem wir uns auf dem allgemeinen Gebiet morphologischer Forschung über den inneren Bau höherer und niederer Pflanzenformen orientiert haben, wollen wir es nunmehr versuchen, einigen Einblick in die Aufgaben zu gewinnen, welche die spezielle Morphologie an die mikroskopische Untersuchung stellt. Wir schlagen hierbei den umgekehrten Weg ein, der uns von den einfachsten Gruppen der Organismen zu den höchst organisierten führen soll. Den Anfang haben wir im letzten Abschnitt bereits mit den Bakterien gemacht, deren ganze Entwicklungsgeschichte wir ins Auge faßten; wir schließen jetzt mit der

Betrachtung der ungeschlechtlichen und der geschlechtlichen Vermehrung bei den Algen an.

Man hat oft Gelegenheit, in Kopulation begriffene Spirogyren zu finden (Fig. 83). Sie fallen schon im Freien durch das krause Aussehen und den Zusammenhang ihrer Fadenmassen auf. Der Vorgang läßt sich leicht verfolgen, doch darf man die Fäden nicht direkt auf dem Objektträger mit einem Deckglas überdecken, man hat sich vielmehr einer kleinen feuchten Kammer etwa des S. 151 beschriebenen Papprahmens zu bedienen, wo die Spirogyren in dem am Deckglas hängenden Tropfen untersucht werden können.

Die Kopulation der Spirogyren erfolgt bei den meisten Arten leiterförmig, das heißt, je zwei einander gegenüberliegende Fäden sind durch quere Brücken vereinigt. Die Zellen haben kurze, stumpfe Fortsätze getrieben, die aufeinander trafen und miteinander verschmolzen sind. Die Ursache, welche die Bildung dieser Fortsätze und ihr aufeinandertreffen bewirkt, ist eine chemische Reizwirkung. Es können durch sie auch Krümmungen veranlaßt werden, durch welche ursprünglich nicht gleichgerichtete Fäden in die richtige Lage gelangen. In manchen Fällen ist schon vor der Kopulation zu unterscheiden, welcher Faden der männliche und welcher der weibliche ist, da die Zellen der letzteren sich tonnenförmig angeschwollen zeigen. Nach erfolgter Vereinigung der Kopulationsfortsätze pflegt in der männlichen Zelle zuerst der Inhalt sich abzurunden und schließlich allseitig von der Zellwand zurückzuziehen. Dann wandert er in den Kopulationskanal ein und passiert dessen mittlere Scheidewand, die inzwischen erweichte. Der weibliche Protoplast hatte sich gleichzeitig abgerundet oder rundet sich beim Vordringen des männlichen Protoplasten ab. Beide treten in Berührung und sind nach wenigen Minuten verschmolzen. Ihr Inhalt vermischt sich. Die so entstandene Zygote beginnt sich alsbald zu kontrahieren, nach Verlauf von einer Stunde ist ihr Saftraum vollständig verschwunden. Ein neuer bildet sich erst nach 24 Stunden wieder aus. Eine deutlich doppelkonturierte Membran deckt dann die Zygote. — Daß die beiden einander genährten Kerne in der Zygote mit der Zeit verschmelzen, kann man nur an fixierten Objekten feststellen, ferner auch, daß die Chlorophyllbänder der männlichen Zelle langsam resorbiert werden und die Zygote jene der weiblichen Zelle behält.

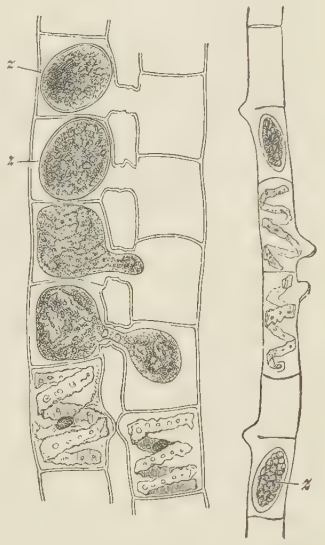


Fig. 83. Kopulation von Spirogyra quinina. *z* Zygosporen. Vergr. 240.

Dieser eben von uns studierte Kopulationsvorgang ist für die ganze Abteilung des als Conjugatae zusammengefaßten Algen charakteristisch. Zu dieser gehören außer den Spirogyren, die im süßen Wasser ebenso verbreiteten Zygnema-Arten, welche an zwei sternförmigen Chromatophoren in jeder Zelle kenntlich sind, und so auch die zierlich gestalteten Desmidiazeen.

Die zu den Chlorophyzeen gehörige Gattung Cladophora, deren Bau uns bereits bekannt ist (vgl. S. 129), gibt ein für das Studium der

Schwärmsporen sehr geeignetes Objekt ab. Fäden von Cladophora glomerata, die rasch fließendem Wasser entnommen und in flache Gefäße, mit nur etwa 1 *cm* hoher Wasserschicht, gegen Abend eingelegt werden, sind häufig am nächsten Tage in Schwärmsporenbildung anzutreffen. Dieser Vorgang beginnt an der Spitze der Zweige und schreitet gegen deren Basis fort. Der Inhalt der zu Sporangien werdenden Zellen zerfällt in zahlreiche Schwärmsporen. Diese ziehen sich als zusammenhängende Masse von der Zellwand zurück und umgeben einen zentralen, mit schleimigem Inhalt erfüllten Saftraum. Die Entleerung der Schwärmsporen erfolgt unter dem Drucke des Inhalts durch eine Öffnung, die durch Verquellung der Zellwand entsteht. Einzelne Schwärmsporen bleiben auch wohl in dem Sporangium zurück. Stellt man die Untersuchung in einem suspendierten Tropfen an, so sammeln sich unter dem richtenden Einfluß des Lichtes die Schwärmsporen schließlich an dem zum Fenster gekehrten, oder von ihm abgekehrten Rande des Tropfens. Die Schwärmsporen von Cladophora gehören aber nicht zu den lichtempfindlichsten; sie bleiben längere Zeit in Tropfen zerstreut, bewegen sich dort in unbestimmte Bahnen und gelangen nur allmählich, während ihre Bewegungsenergie abnimmt, an den Tropfenrand, wo sie zur Ruhe kommen. Sie runden sich dann ab und umgeben sich mit einer Zellhaut. — Jede einzelne Schwärmspore ist birnförmig, am vorderen Ende, der sogenannten Mundstelle, farblos, sonst grün, seitlich mit einem roten „Stigma“ oder „Augenfleck“ versehen. Durch Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung oder von 1proz. Osmiumsäure lassen sich die Schwärmsporen gut fixieren (Fig. 84). Man erkennt dann an ihrem vorderen Ende zwei Zilien (bei anderen Cladophora-Arten eventuell vier), die am Grunde eines kleinen, kegelförmigen, farblosen Höckers entspringen. Bei günstiger Lage der Schwärmspore ist in ihrer vorderen Hälfte ein kleiner Zellkern zu erkennen (vgl. die Figur).

Die eben beobachteten Schwärmsporen waren ungeschlechtlich, doch können bei Cladophora noch andere, kleinere, geschlechtlich differenzierte Schwärmer, das heißt Gameten, erzeugt werden. Diese kopulieren miteinander, sind aber bisher nur an marinen Formen beobachtet worden. Die größeren ungeschlechtlichen Schwärmsporen besitzen bei letzteren vier Zilien, die kleineren Gameten nur zwei.

Aus der Abteilung der einzelligen, vielkernigen Syphoneen wählen wir die sehr verbreitete Vaucheria sessilis zur Untersuchung, um die Bildung der Schwärmsporen und der Geschlechtsorgane an ihr kennen zu lernen. Man kann jederzeit Schwärmsporen von Vaucheria erhalten, wenn man die mehrere Tage hell und feucht kultivierte Alge mit Wasser übergießt, oder die in 0,2- bis 0,5proz. Knopscher Nährstofflösung[1]) hell kultivierte Alge in reines Wasser überführt, oder Kulturen in Wasser oder in 0,1- bis 0,3proz. Nährstofflösung verdunkelt[2]). Mustert man alsdann mit einer Lupe von großem Fokalabstand die Kultur durch, so wird man leicht an der dunklen Färbung der Fadenenden die ersten Anlagen der Sporangien erkennen. Faßt man nun eine Gruppe von Fäden, welche die erwünschten Zustände zu bieten scheinen, an ihrer Ansatzstelle mit der Pinzette und überträgt sie, ohne daß sie eine Krümmung erfahren, auf einen Objektträger, so kann man jetzt dort die weiteren Entwicklungsvorgänge studieren. Diese spielen sich oft

1) Vgl. S. 133.
2) Klebs, Die Bedingungen der Fortpflanzung, 1896, S. 11.

ungetrübt auch unter einem Deckglas ab, wenn man durch seitliches Auflegen kleiner Holundermarkstückchen oder Roßhaare dafür gesorgt hat, daß dieses Deckglas keinen Druck auf das Objekt ausübe. Soll ein Sporangium aus einem Zweigende gebildet werden, so sammelt sich in diesem chlorophyllreicher Inhalt und es beginnt keulig anzuschwellen. Der Saftraum in der Keule verengt sich (Fig. 85 *A*) und wird in ihrem oberen Teil alsbald als sphärische Vakuole abgetrennt. Dann entsteht am Grunde des Sporangiums eine Scheidewand, bei deren Bildung der chlorophyllhaltige Inhalt der Sporangiumanlage und des übrigen Schlauches zeitweise auseinander weichen, so daß man sie durch einen hellen Zwischenraum getrennt sieht (Fig. 85 *B*). Um den Sporangiuminhalt bildet sich hierauf ein heller Saum (*E*) aus, der alsbald radiale Streifung verrät. Dieser Saum besteht aus farblosem Protoplasma, die radiale

Fig. 84. Cladophora glomerata. Eine mit 1 prozent. Osmiumsäure fixierte Schwärmspore. An ihr ist rechts der Augenfleck, in ihrer vorderen Hälfte der Zellkern zu sehen. Vergrößerung 1000.

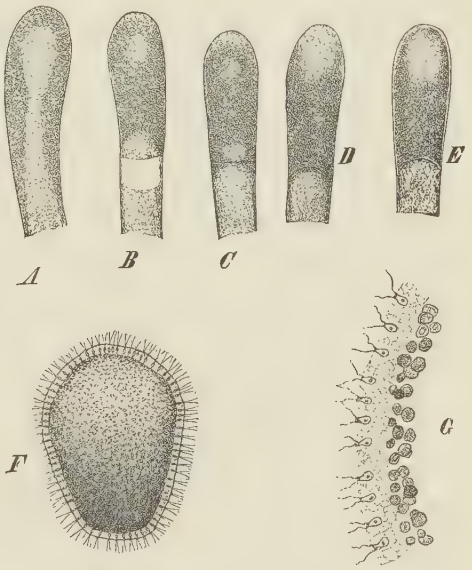



Fig. 85. Vaucheria sessilis. *A* und *B* Anlage der Sporangien, *C*—*E* Ausbildung der Schwärmspore aus dem Sporangiuminhalt, *F* eine befreite Schwärmspore, *G* ein Stück der äußeren. farblosen Plasmaschicht, dem vorderen Ende der Schwärmspore entnommen. *A*—*E* 95 mal, *F* 250 mal, *G* 900 mal vergrößert.

Struktur rührt von den zahlreichen kleinen, länglichen Kernen her, die in diese peripherische Lage rücken und sich senkrecht zur Oberfläche stellen (*F*, *G*). Diese Kerne werden deutlich nur nach entsprechender Behandlung mit Reagentien (am besten nach Fixierung mit 1 proz. Osmiumsäure und Färbung mit Karmalaun) und sind nur bei starker Vergrößerung zu sehen, zugleich ist dann festzustellen, daß vor jedem Zellkern ein Zilienpaar der Schwärmspore entspringt. Die Schwärmspore von Vaucheria ist somit vielkernig. Die fertige Schwärmspore wird alsbald entleert. Der Sporangiumscheitel reißt mit einem Ruck, und in demselben Augenblicke quillt der vordere Teil der Schwärmspore aus der Öffnung hervor und fängt gleichzeitig an, sich um seine Längsachse zu drehen. Die Schwärmspore muß sich durch die Öffnung hindurchzwängen. Die Geburt dauert meist über eine Minute. Die Bewegung der Schwärmsporen hält etwa eine Viertelstunde an, die Richtung

der Bewegung wird von der Richtung der einfallenden Lichtstrahlen nicht beeinflußt. Die Schwärmspore hat eiförmige Gestalt; vorn ist sie breiter; in diesem vorderen Ende liegt der Saftraum. Nur in dem Augenblicke, wo die Schwärmspore zur Ruhe kommt, sieht man ihre Zilien; sie umgeben als kurzer Flaum den ganzen Körper. Im nächsten Augenblick werden sie in den Körper der Schwärmspore eingezogen, der vorübergehend während dieses Vorganges eine faltige Oberfläche zeigt. Während der Einziehung der Zilien ist zu bemerken, daß um die Schwärmspore sich bereits ein ganz dünnes Häutchen gebildet hat. Die Spore rundet sich dann langsam ab; ihr farbloser Saum schwindet, während ihre Chlorophyllkörner bis an die Oberfläche rücken; die Zellwandung wird rasch dicker.

In den Kulturen der Vaucheria sessilis pflegen nach einiger Zeit Geschlechtsorgane aufzutreten. Man kann Vaucherien in wenigen Tagen zur Bildung von Geschlechtsorganen veranlassen, wenn man sie in 2- bis 4proz. Rohrzuckerlösung überführt und der Einwirkung von hellem Lichte aussetzt[1]). Bei der Form repens der Vaucheria sessilis entspringen die weiblichen Organe, die Oogonien, meist in Einzahl, dem Faden und werden von nur einem einzigen männlichen Organ, dem Antheridium, begleitet. Das Oogonium sitzt unmittelbar dem Faden auf; das Antheridium schließt einen kurzen, hornartig gekrümmten Ast des Fadens ab. Das Oogonium (Fig. 86 *o*) ist schief eiförmig, dicht angefüllt mit chlorophyll- und ölhaltigem Plasma, durch eine Scheidewand etwas oberhalb seiner Insertionsstelle vom Thallusfaden abgegrenzt. Es weist einen einseitigen, schnabelförmigen Auswuchs auf, in welchem farbloses Protoplasma sich ansammelt. Letzteres nimmt auf vorgerückteren Entwicklungszuständen den ganzen oberen Dritteil des Eies ein. Beobachten wir fortgesetzt ein solches reifes Oogonium, so sehen wir die farblose Substanz an seinem Schnabelende einen papillenartigen Fortsatz treiben, der sich mehr und mehr zu einer selbstständigen Kugel abrundet. Diese trennt sich schließlich von dem Inhalte des Oogoniums und wird in das umgebende Wasser ausgestoßen, wo sie langsam zugrunde geht. Die Membran des Oogoniums ist am Schnabelende verquollen und die entstandene Gallerte löst sich dort schließlich ganz auf. Der zurückgebliebene Inhalt des Oogoniums rundet sich ab; sein farbloser Scheitel ist der Empfängnisfleck. Der das Antheridium tragende Ast zeigt sich mehr oder weniger stark gekrümmt. Sein oberes Dritteil ist zum Antheridium geworden und erscheint durch eine Scheidewand abgegrenzt (Fig. 86 *a*). Er zeichnet sich im reifenden Zustande durch farblosen Inhalt aus, während der tragende Zweig reich an Chlorophyllkörnern ist. Das Antheridium kehrt meist seine Spitze von dem Oogonium ab. In dem farblosen

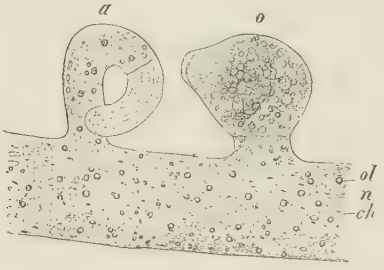



Fig. 86. Vaucheria sessilis. Stück des Thallus mit Geschlechtsorganen. *o* Oogonium, *a* Antheridium, *ch* Chromatophoren, *ol* Öltropfen. Auch die Zellkerne *n* sind eingetragen worden, ungeachtet man sie nur nach entsprechender Tinktion sieht. Vergr. 240.

1) Klebs, l. c. S. 98.

Inhalte des Antheridiums sind kurze Stäbchen in longitudinaler Anordnung mehr oder weniger deutlich zu unterscheiden. Zu der Zeit, wo das Oogonium einen Teil der farblosen Substanz seines Schnabelfortsatzes ausstößt, öffnet sich das Antheridium an der Spitze und entleert seinen schleimigen Inhalt. Der größte Teil des letzteren bleibt in Gestalt farbloser Blasen im umgebenden Wasser liegen, wo er sich langsam desorganisiert; ein kleinerer Teil eilt in Gestalt winzigkleiner Spermatozoiden davon. Diese lebhaft wimmelnden Spermatozoiden sammeln sich alsbald in der Gallertmasse am Scheitel des Oogoniums an. Einzelne dringen bis an den farblosen Empfängnisfleck des Eies vor und tasten gleichsam an ihm herum. In besonders günstigen Fällen ist das Eindringen eines solchen Spermatozoids in den Empfängnisfleck festgestellt worden. Schon wenige Minuten später hat sich das befruchtete Ei, die Oospore (Zygote), mit einer zarten Membran umgeben, die besonders deutlich am Empfängnisfleck zu sehen ist. Nach einigen Stunden ist der farblose Empfängnisfleck an der Oospore verschwunden. Ältere Oosporen sind dicht mit großen Öltropfen erfüllt, zeigen einige braune Flecke im Innern und besitzen eine derbe Haut.

Fixiert man die in Bewegung befindlichen Spermatozoiden mit Jodjodkaliumlösung, so kann man zwei ungleich lange, seitlich inserierte, entgegengesetzt gerichtete Zilien an ihnen erkennen.

---

# XXIII. Abschnitt.

## Reproduktion der Pilze.

### Untersuchungsmaterial.

Mucor mucedo frisch. — Phytophthora infestans frisch. — Penicillium crustaceum frisch. — Mucor mucedo und Penicillium crustaceum sind leicht, das erste schon nach zwei Tagen, das zweite einige Tage später auf feuchtem Brot zu erhalten, das man im warmen Zimmer unter eine Glasglocke legte.

### Reagentien.

Glyzerin. — Alkohol. — Jodlösung. — Hämatoxylin.

Legt man ein Stückchen feuchtes Brot unter eine Glasglocke, so bedeckt es sich schon nach wenigen Tagen mit einem dichten Pilz von Pilzfäden, die fast immer einem Phycomyceten, dem Mucor mucedo, angehören. Sehr üppig zeigt sich derselbe Pilz alsbald auch auf frischem Mist, den man in einem abgeschlossenen feuchten Raume hält. Aus dem Substrat erheben sich aufrechte, bis mehrere Zentimeter hohe Fruchtträger, welche sich nach der Lichtquelle wenden, und die mit je einem kugelrunden, gelben bis braunen Köpfchen abschließen, das mit der Lupe leicht zu sehen ist. Hebt man etwas Untersuchungsmaterial vorsichtig von dem Substrat ab und bringt es in einen Wassertropfen, so kann man bei hinreichend starker Vergrößerung feststellen, daß das Mycelium aus dicken, reich verzweigten, unregelmäßig septierten Schläuchen besteht, und daß aus diesen die geraden, unseptierten und unverzweigten Sporangienträger entspringen, die oben je ein kugelrundes Köpfchen, das Sporangium, tragen. Solange dieses noch unreif ist, zerfällt es im

Wasser nicht, und zeigt sich erfüllt mit gelbbräunlichem Protoplasma. In jüngsten Zuständen ist das Sporangium gegen den Sporangienträger noch nicht abgegrenzt, weiterhin entsteht eine in das Innere des Sporangiums stark vorgewölbte Scheidewand, so daß der Sporangienträger innerhalb des Sporangiums mit einer spielkegelförmigen Anschwellung, der sogenannten Kolumella endet. Die Wand des reifen Sporangiums zerfließt im Wasser, es bleiben von ihr nur kleine, aus feinen Nadeln gebildete Bruchstücke zurück, von denen nachgewiesen ist, daß sie aus oxalsaurem Kalk bestehen. Die entleerten Sporen liegen in ziemlich regelmäßigen Abständen voneinander, und man stellt durch Rücken des Deckglases fest, daß sie in einen farblosen Schleim eingebettet sind. An dem Sporangienträger ist unterhalb der Columella meist ein kleiner Kragen als Rest der hier ansetzenden Kalkkruste zu sehen. In dem protoplasmatischen Wandbeleg nicht zu alter Fruchtträger kann man zierliche, der Hauptsache nach longitudinal verlaufende Ströme verfolgen. Die Mucorschläuche sind vielkernig, die Kerne sehr klein, nur durch entsprechende Tinktionen nachzuweisen; auch ihre Sporen sind durch Vielkernigkeit ausgezeichnet. In frischem, flach ausgebreitetem Pferdemist bildet der Pilz im Frühjahr gelegentlich die gleichfalls vielkernigen Zygoten, die sich als schwarze Punkte präsentieren. Da Mucor mucedo heterothallisch ist[1]), das heißt getrenntgeschlechtliche Thalli bildet, so können Zygoten in der Kultur nur entstehen, wenn männliche und weibliche Thalli in ihr vertreten sind. Die Zygoten werden dann durch Kopulation der Enden keulenförmig angeschwollener Mycelfäden gebildet. An der reifen, schwarzen, mit Warzen besetzten Zygote sieht man die gegenüberliegenden Ansatzstellen dieser beiden Mycelfäden als hellere, kreisförmig umschriebene Stellen. Auch homothallische, das heißt hermaphrodite Mucorineen sind bekannt.

Die Ursache der Kartoffelkrankheit ist ebenfalls ein Phycomycet, die Phytophthora infestans de Bary, deren Keimschläuche durch die Membranen der Epidermiszellen des Blattes in dessen Interzellularräume eindringen und, in diesen sich verbreitend, das Gewebe der Nährpflanze zerstören, braune Flecke von stetig wachsendem Durchmesser bildend. Um reichliche Fruktifikation des Pilzes zu erhalten, stellen wir Teile einer erkrankten Kartoffelstaude in einem Wasserglas unter einer Glasglocke auf und lassen sie etwa zwei Tage dort verweilen. Die erkrankten Blätter werden sich jetzt auf beiden Seiten, vornehmlich aber der unteren, mit weißem „Schimmel“ überzogen zeigen, gebildet von den fadenförmigen Sporangienträgern der Phytophthora. Diese Schimmelrasen sind besonders reichlich an den Rändern der braunen Flecke vertreten. An Flächenschnitten durch das Blatt sehen wir die Sporangienträger aus den weit geöffneten Spaltöffnungen hinausragen. Sie erscheinen als zarte, unseptierte, mit feinkörnigem Protoplasma erfüllte, in ihrem oberen Teile verzweigte Fäden (Fig. 87 *A*). Die Verzweigung ist monopodial; sie erfolgt meist nur zwei bis dreimal. In trockener Luft drehen sich die Sporangienträger schrumpfend um ihre Achse. Die Enden der Zweige können in Entwicklung begriffene Sporangien aufweisen; die reifen, zitronenförmig gestalteten Sporangien sind aber beim Einlegen des Präparats in Wasser abgefallen. Um die Sporangien an den Sporangienträgern anzutreffen, muß man die Präparate trocken doch unter Deckglas untersuchen, um sie vor raschem Austrocknen zu schützen. — Zarte

[1]) A. F. Blakeslee, Annales mycologici, Vol. IV, 1906, p. 1.

zwischen Holundermark geführte Querschnitte durch kranke Blätter und zwar an der Grenze der Flecke, lassen das Hinaustreten der Sporangienträger durch die Spaltöffnungen noch deutlicher erkennen. Öfters kommen mehrere solcher Hyphen nebeneinander aus derselben Spaltöffnung hervor, oder, was häufiger, die Hyphe verzweigt sich beim Austritt und liefert dementsprechend viele Sporangienträger. Wir können auch, was aber größere Schwierigkeit bereitet, die Hyphen einwärts, in das Blattgewebe verfolgen und feststellen, daß sie hier den Interzellularräumen folgen. Von den Hyphen aus dringen zahlreiche, außerordentlich zarte fadenförmige Saugfortsätze (Haustorien) in die Zellen der Nährpflanze ein. Die Hyphen selbst schmiegen sich zugleich fest den Zellen der Nährpflanze an. Die Chlorophyllkörner der letzteren erfahren zunächst eine Bräunung. Schließlich wird der ganze Zellinhalt in einen dunkelbraunen Klumpen verwandelt und die ganze Zelle fällt zusammen. — Die Sporangien sind zitronenförmig gestaltet (Figur 87 *B*), mit kurzem Stielchen, etwas zugespitztem Scheitel und feinkörnigem Inhalt versehen; ihre Membran ist sehr zart, am Scheitel ein wenig angeschwollen. Haben sie ihre volle Größe am Zweige des Sporangienträgers erreicht, so wächst dieser unter ihrer Ansatzstelle einseitig weiter und drängt sie zur Seite, so daß sie in eine rechtwinklige Lage zu ihm gelangen. An der Zweigspitze erfolgt alsbald die Anlage eines neuen Sporangiums (vgl. Fig. 87 *A*). — Wir säen die Sporangien in einen Wassertropfen auf einem Deckglas aus und sorgen durch Umrühren des Tropfens dafür, daß die Sporangien größtenteils untergetaucht zu liegen kommen.

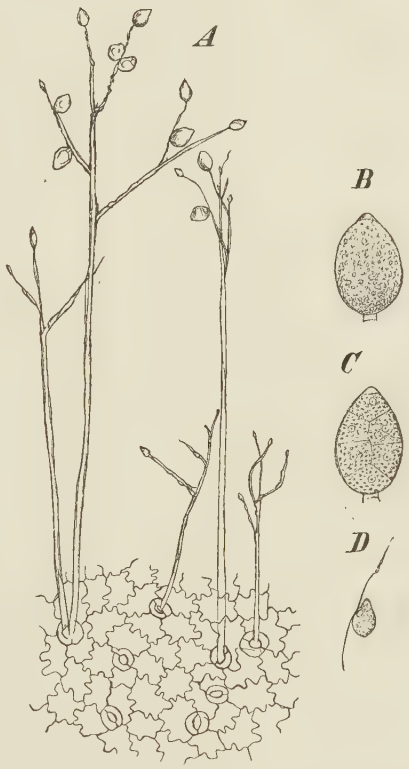



Fig. 87. *A* Oberflächenansicht der Blattepidermis von Solanum tuberosum mit den aus den Spaltöffnungen vortretenden Sporangienträgern der Phytophthora infestans. Vergr. 90. *B* ein reifes Sporangium, *C* ein solches mit geteiltem Inhalte, *D* eine Schwärmspore. *B*—*D* 540mal vergrößert.

Das Deckglas wird umgekehrt einer kleinen feuchten Kammer (vgl. S. 151) aufgelegt und der Tropfen hierdurch suspendiert. Die Kultur darf nicht einem zu intensiven Lichte ausgesetzt sein. Nach Ablauf einer Stunde etwa, eventuell auch später, beginnt die Bildung von Schwärmsporen aus dem Inhalt der Sporangien, daher wir auch die betreffenden Gebilde als Sporangien und nicht als Konidien bezeichnet haben. Diese Sporangien vermögen übrigens sich auch wie Konidien zu verhalten, denn wir sehen einige der an der Oberfläche oder dem Rande des Tropfens liegenden, direkt einen Keimschlauch aus der vorderen Papille treiben. Bei den untergetauchten, Schwärmsporen bildenden,

teilt sich der Inhalt in eine unbestimmte Anzahl von Zellen (*C*), die je eine kleine, zentrale Vakuole erkennen lassen. Der Scheitel des Sporangiums quillt papillenartig vor, löst sich schließlich auf, und zu dem kleinen, runden Loche werden die gesonderten Inhaltsmassen nacheinander hervorgepreßt. Sie eilen bald als Schwärmsporen davon. Fixieren wir diese Schwärmsporen mit Jodjodkaliumlösung, so können wir das Vorhandensein von zwei Zilien an ihnen feststellen. Diese sind seitlich in der Nähe der nunmehr nach der Peripherie gerückten Vakuole inseriert (*D*). Die Bewegung der Schwärmsporen dauert bis zu einer halben Stunde. Sie kommen hierauf zur Ruhe, umgeben sich mit einer Zellulosemembran und treiben alsbald einen Keimschlauch Der unmittelbar aus dem Sporangium oder aus einer Schwärmspore erzeugte Keimschlauch ist es, der durch die Epidermis in die Stengel und Blätter des Kartoffelkrautes eindringt und nachweisbar eine völlig gesunde Pflanze infizieren kann. Durch die Sporangienbildung ist für die rasche Vermehrung des Parasiten gesorgt.

Geschlechtsorgane sind bis jetzt bei Phytophthora infestans nicht gefunden worden, wohl aber für die nächst verwandten Peronosporeen bekannt. Sie werden im Innern der Nährpflanze angelegt und stellen kugelige Oogonien dar, an die sich kleinere Antheridien anschmiegen. Das Antheridium treibt einen Befruchtungschlauch bis an das im Oogonium befindliche, zentrale Ei, das sich hierauf mit einer derben Haut umgibt.

An allen Objekten, den eine Spur von Nahrung abzugewinnen ist, pflegt sich, wenn sie feucht stehen, alsbald der blaugrüne Schimmel, das Penicillium crustaceum Fries, einzufinden. Es ist der verbreitetste aller Schimmelpilze, dem man allerorts begegnet. An Material für die Untersuchung wird es uns somit nicht fehlen. Das Einfachste dürfte es immerhin sein, ein Brotstückchen zu befeuchten und unter eine Glasglocke zu legen. Es werden auf diesem Brot wohl zunächst Mucorineen sich zeigen; alsbald hat aber das sich langsamer entwickelnde Penicillium sie verdrängt, und nach etwa acht Tagen überzieht es als dichte, blaugrüne Decke das Substrat. Die blaugrüne Färbung rührt von den Konidien des Penicilliums her, welche aber nur in großen Mengen diese Färbung verraten. Wir heben nunmehr ein wenig Material von dem Substrat ab, um es zu untersuchen. Es haftet viel Luft zwischen den Mycelfäden, was die Untersuchung erschwert. Sehr einfach läßt sich diese Luft aber beseitigen, wenn wir das Präparat auf einen Glyzerintropfen legen und hierauf einen Tropfen Alkohol auf es fallen lassen. Im nämlichen Augenblick versinkt es in dem Glyzerintropfen und zeigt sich nunmehr bei der Untersuchung luftfrei. Sein Mycelium besteht aus verzweigten Hyphen, welche durch Scheidewände geteilt sind. Der unmittelbar sichtbare Inhalt ist feinkörniges Protoplasma mit kleinen Vakuolen. Einzelne Fäden, von anderen Myzelfäden nicht unterschieden, haben sich zu Konidienträgern ausgebildet. An ihrer Spitze setzen sie sich in einem Wirtel kurzer Äste fort, welche Äste (Fig. 88 *s'*) ihrerseits entweder direkt Wirtel flaschenförmiger Sterigmen (*bst*) oder zuvor nochmals je einen Wirtel kürzerer Seitenäste, und erst auf diesem Sterigmenwirtel tragen. Diese Verzweigung gibt dem Fruchtträger das Aussehen eines Pinsels. Häufig kommen zu diesem terminalen Pinsel noch seitliche Zweige hinzu, welche unterhalb einer Scheidewand aus dem primären Konidienträger entspringen und sekundäre Konidienträger (in der Figur rechts) bilden.

Die Sterigmen sind an ihrem Ende zu einem feineren Fortsatz (*st*) verlängert. Dieser Fortsatz schwillt an seiner Spitze kugelig an und bildet eine rasch sich vergrößernde Konidie. Unter der ersten Konidie zeigt sich alsbald eine zweite Anschwellung, die zur Konidie wird, und so fort, so daß Konidienketten entstehen. Die obersten Konidien der Kette werden abgeworfen, während neue von unten her nachrücken. — Die in absolutem Alkohol fixierten Penicilliumrasen lassen sich sehr gut mit Hämatoxylin färben, wonach festzustellen ist, daß die Glieder des Myceliums und der Konidienträger zahlreiche Zellkerne führen. Diese Kerne sind sehr klein, so daß ihre Untersuchung starke Vergrößerungen verlangt. Sie zeigen sich in der Längsrichtung der Glieder gestreckt und durch feine Plasmastränge verbunden. Die Sterigmen sind meist an ihrer Spitze so stark mit Inhalt erfüllt, daß der Nachweis der Kerne dort fast unmöglich wird. In den Konidien läßt sich andererseits bei hinreichend starker Vergrößerung diese Feststellung stets mit Sicherheit vollziehen.

Ergänzend sei hinzugefügt, daß es gelungen ist, Penicillium zur Bildung einer zweiten Fruchtform zu bewegen. Solche Früchte entstehen in entsprechend angelegten Massenkulturen. Sie haben die Form und Größe kleiner Stecknadelköpfe und zeigen gelbliche Färbung. In ihrem Innern werden nach längerer Ruhezeit Asci gebildet, in denen je acht Sporen entstehen. Danach stellt sich das Penicillium als ein zu den Ascomyceten gehörender Pilz heraus, und zwar als ein Repräsentant der kleistokarpen Ascomyceten mit geschlossenem Fruchtkörper. Aus den in den Asci erzeugten Sporen sind auf Objektträgern die pinselartigen Fruchtträger erzogen worden.

Fig. 88. Penicillium crustaceum. Konidienträger mit Zweigquirlen *s'* und *s''*, *b* Basis, *st* Spitze der Sterigmen; Zellkerne im Konidienträger sichtbar. Nach einem Alkohol-Hämatoxylin-Präparat. Vergr. 540.

# XXIV. Abschnitt.

## Reproduktion der Pilze und Flechten.

### Untersuchungsmaterial.

Eine Russula-, Amanita- oder Psalliota-Art frisch oder in Alkohol. — Morchella esculenta frisch oder in Alkohol, selbst aufgeweicht. — Fruktifizierende Anaptychia ciliaris frisch oder aufgeweicht.

### Reagentien.

Jodjodkaliumlösung.

Um uns mit dem Bau des Hymeniums der Hymenomyceten bekannt zu machen, benutzen wir am besten eine der zahlreichen Arten des Fliegenschwammes (Amanita), des Champignon (Psalliota) oder Täublings (Russula). Wir wählen hier zur Beschreibung eine Russula, weil sie auch Cystiden besitzt. — Der Hut zeigt an der Unterseite radial angeordnete Lamellen. Diese tragen das Hymenium. Wir schneiden parallel zu dem Verlauf der Lamellen ein schmales Stück aus dem Hut heraus und machen durch dieses, möglichst senkrecht zu dem Verlauf der Lamellen, Querschnitte, die sehr dünn sein müssen. Der ganze Querschnitt sieht wie ein Kamm aus, an dem die durchschnittenen Lamellen die Zähne darstellen würden. Bei schwacher Vergrößerung erkennen wir, daß die Hyphen aus der Hutscheibe in die Lamelle treten, geradlinig in deren Mediane fortlaufen und, sich fort und fort verästelnd, Zweige abgeben, die sich schräg gegen die Flanken der Lamelle richten und weiter verzweigen. Ein Teil dieser Zweige schwillt keulenförmig an und endigt blind; ein größerer Teil bleibt schlank und bildet am Grunde der keulenförmig angeschwollenen Zweige eine dichte Gewebeschicht aus kurzen, rundlichen Gliedern, die als subhymeniale Schicht unterschieden wird. Diese setzt mehr oder weniger scharf gegen die innere Gewebsmasse der Lamelle, „die Trama", ab. Die keulenförmig angeschwollenen Zweige der Trama dienen wohl dazu, den Lamellen die nötige Steifheit zu verschaffen. Dem subhymenialen Gewebe entspringen die Basiden und Paraphysen (Fig. 89). Sie zeigen annähernd parallelen Verlauf, sind den Flanken der Lamellen senkrecht aufgesetzt und bilden das Hymenium. Die Basidien (*b*) haben keulenförmige Gestalt. An ihrem abgeflachten Scheitel bilden sie vier gleichmäßig verteilte dünne Ästchen, die Sterigmen (*s*). Diese schwellen an ihrem Ende allmählich zu je einer ellipsoidischen Spore, Basidiospore (*sp*) an. Die Basidiosporen bleiben auch, nachdem sie die volle Größe erreicht haben, in den meisten Fällen glatt, oder sie erhalten bei manchen Russula-Arten (vgl. Fig. 89) kurze Stacheln auf ihrer Oberfläche. Hierauf werden sie durch eine Scheidewand vom Sterigma abgetrennt und

fallen schließlich ab. Die Abgrenzung und Lostrennung erfolgt ein kurzes Stück unterhalb der Sporenanschwellung, an der Stelle, wo das Sterigma eine leichte Knickung zeigt. Die abgeworfene Spore ist somit mit einem kurzen Stielchen versehen. — In der jungen Basidie sind zunächst zwei Zellkerne vorhanden; sie verschmelzen miteinander; der so erzeugte Kern teilt sich darauf in zwei Kerne, diese nochmals in vier für die Sporen. — Zwischen den Basidien stehen die niedrigen, sterilen Paraphysen (*p*). — Soweit stimmen mit dem beschriebenen Täubling auch die Fliegenschwämme und Champignons überein. Bei dem Täubling kommen nun aber noch zwischen Basidien und Paraphysen vereinzelt „Cystiden“ (*c*) hinzu, Gebilde von der Stärke der Basidien, die mit ihrem zugespitzten Ende über die Hymenialfläche ein wenig hinausragen, mit ihrer verschmälerten Basis das subhymeniale Gewebe

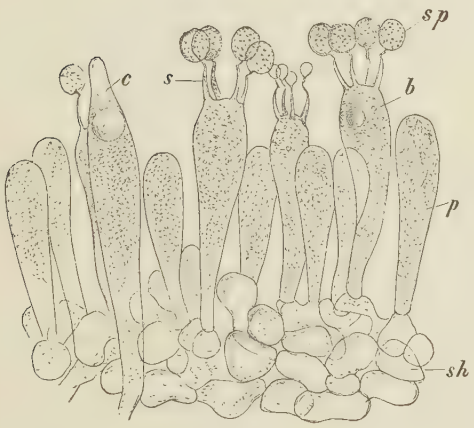



Fig. 89.

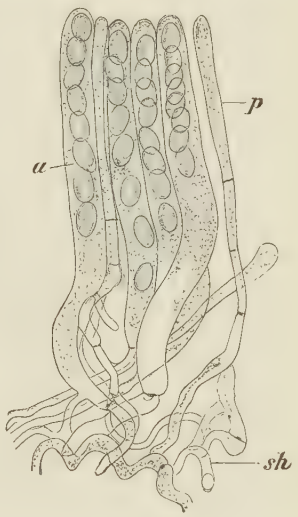



Fig. 90.

Fig. 89. Russula rubra. Partie aus dem Hymenium. *sh* subhymeniale Schicht, *b* Basidien, *s* Sterigmen, *sp* Sporen, *p* Paraphysen, *c* eine Cystide. Vergr. 540.

Fig. 90. Partie aus dem Hymenium von Morchella esculenta. *a* Asci, *p* Paraphysen, *sh* subhymeniales Gewebe. Vergr. 240.

durchsetzen und sich als direkte Zweige der medianen Elemente der Trama darstellen. Alle die genannten Elemente sind an ihrer Basis abgegrenzt durch Scheidewände; sie führen feinkörniges Plasma und nicht selten vereinzelte Öltropfen.

Um den Bau des Hymeniums einer hochentwickelten Form der Ascomyceten kennen zu lernen, wenden wir uns am besten an eine Morchel, Morchella esculenta. Selbst getrocknete Exemplare können hier nach dem Aufweichen für die Untersuchung verwertet werden. Frische sind natürlich vorzuziehen. Die allbekannte Morchel hat einen unregelmäßig eiförmigen, gestielten Fruchtkörper, der im Innern eine einfache Höhlung birgt, und dessen oberer, angeschwollener Teil in tiefe Falten gelegt ist. Die einspringenden Felder oder Kammern sind mit Hymenialgewebe bekleidet, während dieses an den vorspringenden, exponierten Rippen nicht zur Entwicklung kommt. Sehr leicht sind entsprechende Schnitte zu bekommen, die senkrecht gegen die Oberfläche

irgendeiner Kammer geführt sein müssen. Das Hymenium besteht aus annähernd parallel gestellten Sporenschläuchen (Asci) und Saftfäden (Paraphysen) (Fig. 90). Die Schläuche (*a*) sind fast zylindrisch und enthalten in ihrem oberen Teile acht aneinander gedrängte, ellipsoidische, einzellige Sporen. Außer den Sporen ist noch ein stark lichtbrechendes Epiplasma in dem Ascus vorhanden. — Auch der junge Ascus führt zunächst zwei Kerne, die hierauf verschmelzen. Aus dem Verschmelzungskern gehen durch nachfolgende Teilungen acht Kerne hervor, um welche die Sporen sich bilden. — Die Paraphysen sind bräunliche, nach oben zu etwas angeschwollene, septierte Fäden. Ihre oberste Zelle ist besonders lang. Sie erreichen nicht die Höhe der Asci. Asci und Paraphysen entspringen als Hyphenendigungen dem dicht verflochtenen, flach ausgebreiteten subhymenialen Gewebe. Dieses ruht auf dem

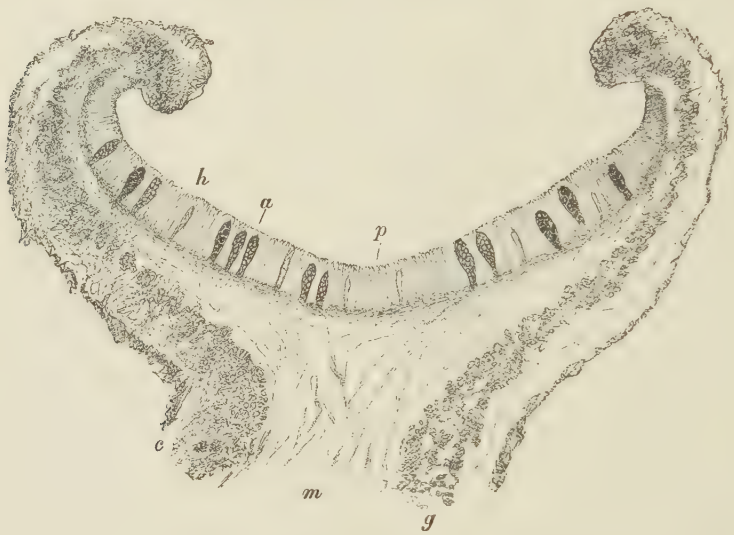



Fig. 91. Ein Apothecium von Anaptychia ciliaris. *h* Hymenium, *a* Asci, *p* Paraphysen, *c* Rindenschicht, *m* Markgewebe, *g* Algenschicht. Vergr. 45.

lockerer gebauten, inneren Hyphengeflecht des Fruchtkörpers. Zusatz von Jodjodkaliumlösung färbt die Epiplasmamassen in den Asci rotbraun. Diese Reaktion ist für Epiplasma charakteristisch und wird durch das Vorhandensein von Glukogen in ihm bedingt. Die charakteristischen Eigenheiten dieser Reaktion zeigen sich beim Erwärmen. Zu dem im Wasser liegenden, durch Zusatz von Jodjodkalium tingierten Präparate hat man etwas Wasser zuzusetzen, doch nicht soviel, um es zu entfärben; dann muß man vorsichtig erwärmen, doch ohne daß der Siedepunkt erreicht wird; hierauf vergleicht man über weißem Papier, ob die Färbung abgeblaßt sei. Ist dies der Fall, so wird das Objekt rasch abgekühlt, wobei an größeren Präparaten die schon dem bloßen Auge auffallende dunklere Färbung sich wieder einstellt[1]). Mit Hilfe der Jodjodkaliumfärbung läßt sich die Basis mancher Asci ziemlich tief in das Subhymenialgewebe verfolgen. Der Inhalt der Sporen, der Paraphysen,

1) L. Errera, L'épiplasme des Ascomycètes, 1882 und Mém. de l'Acad. Roy. de Belg., T. XXXVII, 1885.

des Subhymenialgewebes und der Gewebe im Innern des Fruchtkörpers färbt sich gleichzeitig gelb bis gelbbraun.

Die den Thallus der Flechten bildenden Pilze gehören, nur einige Fälle ausgenommen, zu den Ascomyceten. Die Apothecien der uns bereits bekannten Anaptychia ciliaris (Fig. 91) sind schüsselförmige Gebilde, mit einem Gehäuse, das vom Thallus aus gebildet wird. Das Gehäuse verschmälert sich an seiner Basis stielartig. Ein Querschnitt durch den Stiel zeigt radiären Bau: eine im ganzen Umkreis gleichmäßig dichte Rindenschicht und die auf sie folgende Algen- oder Gonidienschicht. Das Innere des Stiels wird von dem aus lockerem Hyphengeflecht gebildeten Markgewebe eingenommen. — Wir haben dann mediane Längsschnitte durch das Apothecium auszuführen. Diese zeigen uns das aus dem Thallusgewebe gebildete Gehäuse. Die Algenschicht (*g*) reicht bis an dessen Rand, der stellenweise in zilienartige Fortsätze auswächst. Der Apotheciumstiel hat sich gewissermaßen schüsselartig erweitert, um das Hymenium (*h*) aufzunehmen, das auf seinem Markgewebe (*m*) ruht. Das Hymenium zeichnet sich durch bräunliche Färbung aus. Es besteht aus sehr zahlreichen, langen, äußerst schmalen, septierten Fäden, den Paraphysen (*p*); zwischen diesen, weit weniger zahlreich, stehen die keulenförmigen Schläuche, die Asci (*a*). Letztere sind stets von verschiedenem Alter; die reifen führen acht braunwandige Sporen. Die Sporen sind ellipsoidisch, zweizellig, zwischen ihren beiden Zellen ein wenig eingeschnürt. Paraphysen und Asci entspringen einer gleichfarbigen, verfilzten, horizontal ausgebreiteten Schicht von geringer Mächtigkeit, die als Subhymenialschicht unterschieden wird. Diese ruht auf dem Markgewebe des Stiels, von dem sie sich durch ihre bräunliche Färbung und den Mangel an luftführenden Räumen abhebt. Während, wie wir gesehen haben, die Hyphen des Thallus selbst mit Chlorzinkjodlösung nicht blau zu färben sind (S. 128), nimmt das Hymenialgewebe schon nach Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung dunkelblaue Färbung an. Die Wände der Hymenialelemente sind aus einer besonderen Modifikation von Zellulose, die als Stärkezellulose unterschieden worden ist, gebildet. — Durchmustert man den Thallus von Anaptychia ciliaris mit der Lupe, so fallen an ihm stellenweise warzenförmige, einzeln oder in Gruppen stehende Erhebungen auf. Werden an solchen Stellen zarte Querschnitte in großer Zahl geführt, so gelingt es auch wohl, eine solche Anschwellung zu treffen (Fig. 92). Sie erscheint dann als ein eiförmiges, in den Thallus eingesenktes, mit einem Porus nach außen mündendes Gebilde, das man als „Spermogonium" deutet. Dieses nimmt fast die ganze Tiefe des Thallus ein, wird seitlich von der Algenschicht umfaßt und zeigt sich im Innern gebildet aus zarten, kurzgliederigen, annähernd radial, einzeln oder in Bündeln angeordneten Fäden. Eine zylindrische Höhlung durchsetzt das Organ und nimmt

Fig. 92. Querschnitt durch den Thallus von Anaptychia ciliaris mit einem median getroffenen Spermogonium *sp*; *c* Rindenschicht, *m* Markschicht, *g* Algenschicht des Thallus. Vergr. 90.

die stäbchenförmigen „Spermatien“ auf, die von den Enden der Fäden abgegliedert werden. Durch die obere Öffnung des Spermogoniums können die Spermatien dann nach außen treten. Es ist mehrfach nachgewiesen, daß die Spermogonien die männlichen Geschlechtsorgane der Flechten darstellen und daß eine Kopulation der Spermatien mit der Anlage des Apotheciums der Ausbildung des letzteren vorausgeht.

Falls fruktifizierende Anaptychia nicht zur Verfügung stehen sollte, können sie Apothecien der meisten anderen Flechten, mit annähernd gleichem Ergebnis, bei der Untersuchung ersetzen.

---

# XXV. Abschnitt.

## Reproduktion der Bryophyten.

### Untersuchungsmaterial.

Marchantia polymorpha mit Brutkörpern, auch männliche und weibliche Pflanzen mit den die Geschlechtsorgane und Sporogone bergenden Receptakeln, frisch, eventuell in Alkohol. — Fruktifizierendes Mnium hornum, oder eine andere Mnium- oder Bryum-Art, oder Funaria hygrometrica frisch, beziehungsweise aufgeweicht.

### Reagentien.

1proz. Osmiumsäure. — Jodjodkalium.

Das allgemein verbreitete Lebermoos Marchantia polymorpha vermehrt sich rasch auf vegetativem Wege durch seine Brutkörper (Fig. 93). Solche sind bei den Lebermoosen überhaupt häufig, hier treten sie uns in einer besonders ausgezeichneten Form entgegen. Die Brutkörper der Marchantia entstehen auf der Rückenfläche des Thallus in becherförmigen Behältern. Diese haben einen schön gezähnten Rand; aus ihrem Grunde erheben sich die lebhaft grünen Brutkörper. Ein medianer Längsschnitt durch den Becher, parallel zur Längsachse des tragenden Sprosses geführt, zeigt, daß er nach oben zu sich zunächst etwas verengt und hierauf erst ziemlich plötzlich zu dem äußeren Saume erweitert. Das Luftkammern bildende Gewebe setzt sich in die Außenseite des Bechers bis oberhalb seiner Erweiterungsstelle fort. Der Grund des Bechers ist von einzelligen Keulenpapillen eingenommen, deren Membranen zu Schleim aufquellen. Zwischen den Keulenpapillen finden sich vereinzelt auch zweizellige, dann auch solche, deren obere Zelle sich weiter quer geteilt hat. Die untere Zelle bleibt dauernd einfach und bildet die Stielzelle; die Nachkommen der oberen Zellen teilen sich auch longitudinal, nehmen bedeutend zu an Zahl und erzeugen einen flachen, in der Mitte mehrschichtigen Zellkörper. Dieser wird schließlich biskuitförmig (Fig. 93 *A*). Die Abtrennung der Brutkörper von ihrem einzelligen Stiel und ihre Entleerung aus dem Becher erfolgt durch Vermittlung des stark quellbaren Schleims, der von den einzelligen Keulenpapillen am Grunde des Bechers erzeugt wird. Die beiden seitlichen Einbuchtungen des biskuitförmigen Brutkörpers (*v*) bergen je einen Vegetationspunkt, den kurze Papillen schützen. Die Zellen des Brutkörpers sind chlorophyllreich, doch fallen auf beiden Flächen größere chlorophyllfreie Zellen auf (*r*), die sich der Mitte näher

halten, sonst unregelmäßig zerstreut sind. Am Rande führen einzelne Zellen (*o*) Ölkörper. — Die großen, chlorophyllfreien Zellen (*r*) sind es, die nach der Aussaat der Brutkörper sich in ein bis zwei Tagen zu Wurzelhaaren entwickeln, und zwar nur auf der Schattenseite des Brutkörpers, während seine Lichtseite zur morphologischen Oberseite sich ausbildet.

Die Geschlechtsorgane der Marchantien stehen auf besonderen Receptakeln, die wir bei derselben Marchantia polymorpha betrachten wollen. Männliche und weibliche Receptakeln sind leicht zu unterscheiden; die ersteren stellen scheibenförmige, die letzteren schirmförmige Gebilde dar. Die beiden Geschlechter sind auf verschiedene Pflänzchen verteilt; die Receptacula samt ihren Stielen stellen besonders umgebildete Zweigsysteme dar. Wir führen zwischen Holundermark zarte Längsschnitte durch das männliche Receptaculum aus und

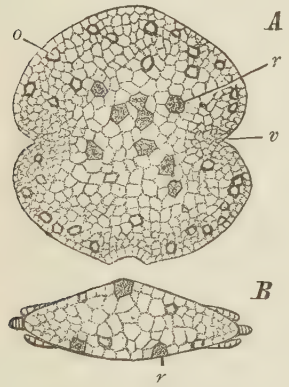



Fig. 93.

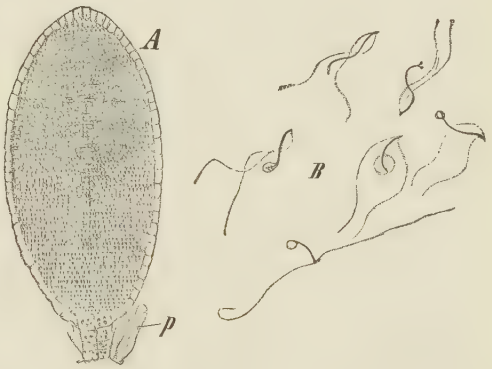



Fig. 94.

Fig. 93. Brutkörper von Marchantia polymorpha. *A* von der Fläche, *B* im Querschnitt; *v* Vegetationspunkte, *o* Ölzellen, *r* Rhizoidenzellen. Vergr. 75.

Fig. 94. Marchantia polymorpha. *A* ein fast reifes Antheridium im optischen Durchschnitt; *p* Paraphysen. *B* Spermatozoiden mit 1 proz. Osmiumsäure fixiert. *A* 90mal, *B* 600mal vergr.

überzeugen uns, daß es auf seiner Oberseite ganz den Bau der Rückenfläche des Thallus zeigt, und daß ebenso seine Unterseite der Ventralfläche des Thallus entspricht, auch Rhizoiden und Schuppen trägt. In der Oberseite sind aber in besonderen Höhlungen die Antheridien (Fig. 94 *A*) eingesenkt. An gelungenen Schnitten sehen wir, daß in jeder Höhlung sich nur ein Antheridium nebst einigen kurzen, einzelligen Paraphysen (*p*) befindet; die Höhlung schließt bis auf einen engen Kanal über dem Antheridium zusammen. Das Antheridium stellt einen kurzgestielten, ovalen Körper mit einschichtiger, chlorophyllhaltiger Wandung dar. Die Mutterzellen der Spermatozoiden sind durch fortgesetzte, sich rechtwinkelig schneidende Teilungsschritte angelegt worden und bilden selbst im fast reifen Antheridium noch geradlinig angeordnete Quer- und Längsreihen (vgl. die Figur). Jede dieser Zellen teilt sich schließlich noch einmal und gibt den Ursprung zwei Spermatozoiden. Kurz vor der Reife des Antheridiums treten die Mutterzellen, sich abrundend, aus dem Verbande, die Wandung des Antheridiums reißt am Scheitel, und sie werden entleert. Bringt man einen Tropfen Wasser

auf die Oberfläche eines erwachsenen Hutes, so sieht man das Wasser sich rasch über dessen ganze Fläche ausbreiten und alsbald milchig werden. Untersucht man nunmehr dieses Wasser bei starker Vergrößerung, so findet man es von einer Unzahl solcher Mutterzellen erfüllt. Doch ihre Wandung verquillt bald, wird schließlich durchbrochen und die Spermatozoiden entweichen in das umgebende Wasser. Sie sind relativ klein, haben einen fadenförmigen Körper und zwei lange Cilien aufzuweisen; am hinteren Ende haftet ihnen ein Bläschen an, das sich während des Schwärmens von ihrem Körper ablöst. Um sie deutlich zu sehen, setzen wir dem Präparat einen Tropfen 1 proz. Osmiumsäure zu und können nun die schön fixierten Gebilde bequem studieren (Fig. 94 *B*). Dasselbe erreichen wir durch Zusatz von einer Jodjodkaliumlösung.

Das weibliche Receptaculum bildet, sowie das männliche, ein radial ausgebreitetes Zweigsystem; es zeigt für gewöhnlich neun Strahlen. Zwischen diesen sind acht Archegonienreihen an der Unterseite des Receptaculums befestigt. Auffallend ist im Verhältnis zum männlichen Receptaculum der Unterschied, daß hier die Geschlechtsorgane auf der Unterseite stehen, doch hängt diese Erscheinung mit einer frühzeitigen Verschiebung der Vegetationspunkte nach der Unterseite des Receptaculums zusammen. Unter dem Präpariermikroskop werden wir konstatieren können, daß jede zwischen zwei Strahlen liegende Archegonienreihe von einer gemeinschaftlichen, einschichtigen, schleierartigen, am Rande gefransten Hülle eingefaßt wird. Wir führen zwischen Daumen und Zeigefinger zarte Längsschnitte durch ein relativ junges Receptaculum aus, und bekommen unschwer an einzelnen dieser Schnitte die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien zu sehen. Die ältesten liegen nahe dem Rande, die fortschreitend jüngeren immer näher dem Stiele. Die ersten reifenden Archegonien haben ihren Hals am Rande der Scheibe nach oben umgebogen, die folgenden richten ihn gerade abwärts. Ein annähernd reifes Archegonium (Fig. 95 *A*) läßt einen kurzen Stiel, einen etwas angeschwollenen Bauchteil und einen schlanken Halsteil unterscheiden. Die Wandung am Bauchteil wie am Stiel ist einschichtig. Die Zentralstelle des Bauchteils ist erfüllt vom Ei und der vom Ei kurz vor der Reife abgetrennten Bauchkanalzelle. Im Ei ist der Kern leicht zu sehen. Der Hals ist durchzogen von dem Halskanal, der aus einer Reihe von vier Halskanalzellen hervorgegangen ist, deren Querwände aufgelöst wurden. Der desorganisierte Inhalt der vier Halskanalzellen ist zu einem zusammenhängenden Strange verschmolzen. — Zwischen den Archegonien sieht man zahlreiche, kleine, blattartige, Schuppen dem Receptaculum entspringen. Ebenso hat man an vielen Präparaten die einschichtige Fläche der am Rande gefransten, den ganzen Archegoniumstreifen schützenden Hülle vor Augen. Zahlreiche ihrer Zellen enthalten Ölkörper.

Es ist relativ leicht, das Öffnen des Archegoniums direkt unter dem Mikroskop zu beobachten. Man führt rasch Längsschnitte durch ein weibliches Receptaculum, das sich noch nicht oder nur wenig auf seinem Stiel erhoben hat, legt sie trocken unter ein Deckglas und durchmustert bei hinreichend starker Vergrößerung. Glaubt man ein reifes Archegonium erkannt zu haben, so bringt man, während man beobachtet, einen Wassertropfen an den Rand des Deckglases. Nach dessen Zutritt öffnet sich das Archegonium fast sofort. Die Ursache des Öffnens liegt in der starken Quellung des im Halskanal befindlichen Inhalts. Die Hals-

zellen weichen am Scheitel des Halses auseinander. Es tritt der Inhalt der Halskanalzellen zunächst hervor, dann folgt der Inhalt der Bauchkanalzelle. Der homogene Teil dieses Inhalts wird von einem stark quellenden Schleime gebildet, der sich im umgebenden Wasser verteilt; die körnigen Inhaltsmassen werden dort hingegen nur langsam desorganisieren. Gleich nach Entleerung der Bauchkanalzelle hat sich das Ei in der Zentralzelle des Bauchteils abgerundet (Fig. 95 *B*). An seinem vorderen Rande ist öfters, doch nicht immer, eine hellere Stelle, der Empfängnisfleck, zu unterscheiden. Auch das Eindringen von Spermatozoiden in den Halskanal kann man bei Marchantia leicht verfolgen. Man setzt zu diesem Zwecke dem Präparat einen Wassertropfen zu, der zuvor auf einem reifen, männlichen Receptaculum verweilt hat. Die Spermatozoiden sammeln sich alsbald in dem von einem Archegonium ausgestoßenen Schleime, und man sieht sie in den Hals eintreten, wo sie unsichtbar werden. Das Archegonium scheidet einen Stoff aus, der als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden einwirkt und deren Bewegungsrichtung bestimmt. So gelangen sie durch den vom Archegonium ausgestoßenen Schleim, in welchem sie sich langsam in der Richtung zur Halsöffnung fortbewegen, in diese. — Interessant ist es zu konstatieren, daß an einem unbefruchteten Archegonium der Halsteil sich nicht schließt und das Archegonium in solchem Zustande langsam zugrunde geht. Ist hingegen spermatozoidenhaltiges Wasser dem Präparat zugesetzt und das Ei befruchtet worden, so schließt sich der Halsteil, durch von oben nach unten fortschreitende Verengung, schon nach wenigen Stunden. Hebt man das Präparat auf, so kann man nach 24 Stunden das Vorhandensein einer Zellulosehaut um das befruchtete Ei bereits erkennen. In den nächstfolgenden Tagen nimmt die Dicke dieser Zellulosehaut noch zu.

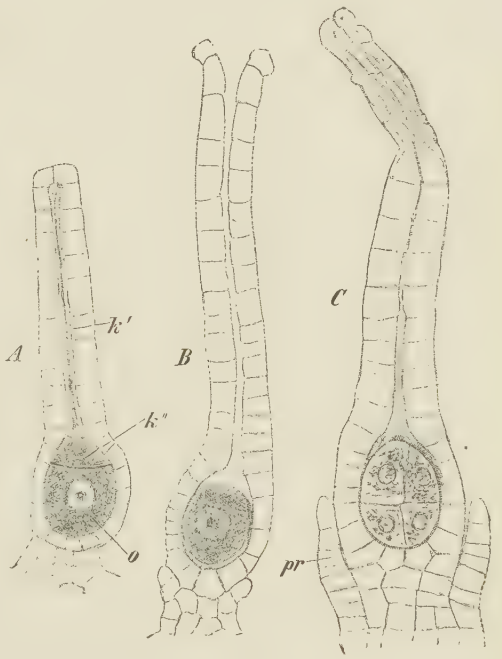



Fig. 95. Marchantia polymorpha. *A* junges, *B* geöffnetes Archegonium, *C* befruchtetes Archegonium nach erfolgtem Beginn der Keimbildung; *k'* Halskanalzelle, *k''* Bauchkanalzelle, *o* Ei, *pr* Perianthium. 540mal vergrößert.

Die befruchteten Archegonien, denen man auf den Längsschnitten begegnet, zeigen einen geschrumpften und gebräunten Halsteil, während das Ei sich geteilt hat (Fig. 95 *C*). Um die Basis des Archegoniums beginnt sich, aus seinem Fuße hervorwachsend, eine becherförmige Hülle, das sogenannte Perianthium (*pr*) zu entwickeln. Es hüllt alsbald das ganze angeschwollene Archegonium ein. Auf Längsschnitten durch Receptacula, die ihre Randstrahlen bereits emporgerichtet haben, sieht

man die lebhaft grünen, angeschwollenen Archegonien mit entsprechend erweitertem Grunde der Receptacularfläche aufsitzen, gekrönt am Scheitel vor dem Rest des Archegoniumhalses. — Aus dem befruchteten Ei geht allmählich das Sporogonium hervor, das man auf Längsschnitten zu sehen bekommt, die man durch noch ältere Receptacula herstellt. Diese Sporogone stellen eine kurz gestielte, ovale, gelblichgrüne Kapsel dar. Die Wand dieser Kapsel ist einschichtig. Breitet man sie mit den Nadeln aus und betrachtet sie bei stärkerer Vergrößerung, so fallen die charakteristischen Verdickungsringe in ihren sonst dünnwandigen Zellen auf. Die gelbwandigen Sporen sind fein punktiert. Zwischen ihnen liegen schmale, lange, an den Enden zugespitzte Zellen, welche durch je zwei braune Schraubenbänder an ihrer Wand ausgezeichnet sind; es sind das die Schleuderer oder Elateren. Das Innere der Kapsel wird ausschließlich von Sporen und Elateren erfüllt. An bereits geöffneten Kapseln stellt man fest, daß ihr Öffnen mit mehreren sich zurückkrümmenden Zähnen am Scheitel erfolgte. Die Elateren sind stark hygroskopisch, krümmen sich hin und her bei Feuchtigkeitsänderungen der Atmosphäre und verhelfen so zur Sporenaussaat.

Nicht bei allen Marchantien werden die Geschlechtsorgane auf besonders ausgebildeten Receptakeln emporgehoben, und bei anderen Lebermoosen fehlt diese Erscheinung überhaupt. Dagegen kommt es dort öfters vor, daß der Stiel des Sporogoniums sich bedeutend streckt und die Kapsel mit den Sporen emporhebt, was die Sporenaussaat fördert.

Die Geschlechtsorgane der Laubmoose besitzen annähernd denselben Bau wie jene von Marchantia. Wir wollen von ihrem Studium hier absehen, hingegen ein Sporogon der Laubmoose noch ins Auge fassen. Wir wählen jenes von Mnium hornum aus. Dieses Sporogon zeigt, ebenso wie die Sporogone anderer Bryineen, also der höchst entwickelten Laubmoose, eine Gliederung in Kapsel und Stiel (Seta) (Fig. 96 *A*). Mit dem Grunde des Stiels ist es in das Gewebe der Mutterpflanze eingesenkt. Die aus dem vergrößerten Archegonium hervorgegangene „Haube“ (Kalyptra), welche die jugendliche Kapsel deckt, wird bei diesem Laubmoos frühzeitig abgeworfen, so daß es meist schwer hält, sie zu finden. Sie ist einseitig bis auf ihren verschmälerten Scheitel hin aufgeschlitzt und von einer, zum Teil auch von zwei Schichten gestreckter Zellen gebildet. Ihr verschmälerter Scheitel endet in einer gebräunten Spitze, die dem Archegoniumhalse entspricht. An ihrer Basis, da, wo sie durch das wachsende Sporogon abgesprengt wurde, erscheint sie wie abgeschnitten. Den Scheitel der von der Kalyptra entblößten Kapsel nimmt ihr mit ganz kurzem Schnabel versehener Deckel (*A*, *d*) ein. Mit einer Nadel läßt dieser sich leicht ablösen, worauf der mit Zähnen besetzte Rand der Kapselurne (*A*, *p*) zum Vorschein kommt. Diese Zähne bilden das Peristom oder den Mundbesatz. Der obere, in die Kapsel übergehende Teil des Stiels heißt die Apophyse (*A*, *ap*). Im vorliegenden Falle ist sie durch eine nur ganz schwache Einschnürung von der Kapsel abgesetzt, zeichnet sich aber von ihr durch ihre braune Färbung aus. Bei einigen Laubmoosen, so den Splachnazeen, wird die Apophyse weit mächtiger als die Kapsel. — Wir führen, um uns zunächst über den Bau des Peristoms zu orientieren, einen Schnitt quer durch die Kapsel, dicht unter dem Urnenrande aus, heben das Präparat ab und übertragen es, mit seinen Zähnen nach oben gekehrt, auf den Objektträger. Wir stellen den Mikroskopspiegel

ab und betrachten das Bild bei auffallendem Lichte. Hierbei können wir nur schwache Vergrößerungen anwenden. So erkennen wir, daß die Zähne am Innenrande der Urne eingefügt, daß sie keilförmig zugespitzt und quergestreift sind. Hauchen wir während der Beobachtung das Objekt leise an, so sehen wir die Zähne nach innen zusammenneigen. Sie sind hygroskopisch, krümmen sich bei feuchtem Wetter nach innen und verschließen so die offene Kapsel, während sie bei trockenem Wetter sich nach außen biegen und die Kapsel wieder öffnen. Wir zählen 16 Zähne an der Urne. Wir legen den Schnitt jetzt in einen Wassertropfen, reißen ihn mit den Nadeln einseitig auf, breiten ihn hierauf flach aus, bedecken mit einem Deckglas und sehen ihn bei durchfallendem Lichte, zunächst von seiner Außenseite, an (*B*). Da fällt uns außer den Zähnen am Urnenrande eine doppelte Lage geneigt gestellter, papillenartig verlängerter, ziemlich stark verdickter, reichlich Chlorophyllkörner führender Zellen auf (*B an*). Diese Zellen haben

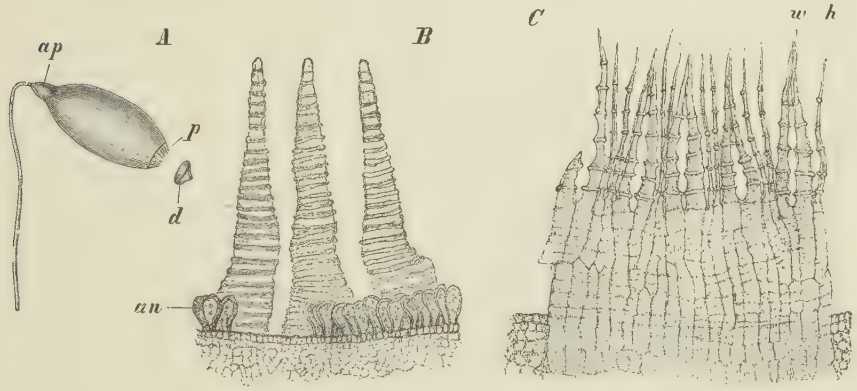



Fig. 96. Sporogon von Mnium hornum. *A* Kapsel und ein Stück der Seta ca. 4mal vergrößert; *d* abgesprengter Deckel, *p* Peristom, *ap* Apophyse. *B* Zähne des Urnenrandes; *an* Ring. *C* Wimpern des Urnenrandes; *w* die breiteren, *h* die schmäleren Wimpern. *B* von außen, *C* von innen gesehen. *B* und *C* 60mal vergrößert.

farblose, nur an ihrer Basis gebräunte Wände, und hier lösen sie sich leicht von dem braunen Urnenrande ab. An diesen Zellen erfolgt die Trennung des Deckels; sie bilden den sogenannten Ring (annulus) am Urnenrande. Wird das Präparat jetzt so umgewendet, daß es dem Beobachter seine Innenseite zukehrt, so läßt es leicht erkennen, daß die zuvor schon von uns wahrgenommenen Querstreifen an den Zähnen, Leisten sind, die an ihrer Innenfläche vorspringen. Außer dem äußeren, von den Zähnen gebildeten Mundbesatz ist aber noch ein innerer vorhanden, auf den wir jetzt hinabblicken (*C*); er wird von den sogenannten Wimpern gebildet. Mnium hornum besitzt somit einen doppelten Mundbesatz, während es auch Bryineen mit nur einem, auch solche ohne ein Peristom gibt. Auch die Wimpern von Mnium hornum sind flache Lamellen, die durch schwache, aus ihrer Innenfläche vorspringende Leisten, in ihren unteren Teilen gekammert, in den oberen quergestreift erscheinen. Abwärts sind sie verschmolzen zu einer kontinuierlichen Haut, die sich zwischen je zwei Zähne des äußeren Mundbesatzes etwas verwölbt. Je zwei Wimpern (*w*) dieses inneren Besatzes stehen zwischen zwei Zähnen des äußeren und zeigen dort schräg ihre Kanten. Mit

diesen Wimperpaaren wechseln andere sehr schmale Wimpern ab (*C*, *h*), die etwa zu drei, vor den Zähnen des äußeren Mundbesatzes stehen. — Ein etwas tiefer durch die Kapsel geführter zarter Querschnitt zeigt im Innern das aus großzelligem Gewebe gebildete Säulchen, die sog. Columella. Im Umkreis dieser Columella liegt der mit Sporen gefüllte Hohlraum, der sog. Sporenraum. Seine innere Wandung wird von der Columella selbst gebildet, die äußere von einer chlorophyllhaltigen, vorwiegend zweischichtigen Gewebslage, die durch ein sehr lockeres, chlorophyllhaltiges Gewebe von der Kapselwand getrennt sich zeigt. Die Kapselwandung ist zwei- bis dreischichtig; sie wird von einer scharf abgesetzten Epidermis überzogen. Die Zellen der letzteren sind einseitig nach außen stärker verdickt. Die Sporen enthalten Chlorophyllkörner, ihre Wand ist bräunlich und mit feinen Wärzchen besetzt: in günstigsten Fällen ist eine dreiflächig pyramidale Zuschärfung der einen Seite der Sporen zu bemerken. Diese pyramidale Zuschärfung rührt von der tetraedrischen Anlage der Sporen innerhalb ihrer Mutterzelle her: sie entspricht den Kontaktflächen von je drei Schwestersporen. — Um die gewonnenen Eindrücke zu vervollständigen, betrachten wir auch noch Schnitte von der Oberfläche der Kapsel und der Apophyse. Da konstatieren wir, daß die Apophyse Spaltöffnungen führt, die in ihrem Bau mit den Spaltöffnungen der Gefäßpflanzen im wesentlichen übereinstimmen[1]). Dieses Verhalten ist um so auffälliger, als allen übrigen Teilen der Moospflanzen solche oder ähnliche Spaltöffnungen fehlen. Bei Flächenschnitten von außen sehen wir nur die Kanäle, die auf die Spaltöffnungen führen. Kehren wir den Schnitt um und betrachten ihn von innen, so können wir, in günstigen Fällen, die, wie bei höheren Pflanzen gebildeten, beiden Schließzellen der Spaltöffnungen unterscheiden. Auf solchen Schnitten konstatieren wir zugleich, daß die grünen Zellen zwischen Kapselwand und Sporensack in der Längsrichtung miteinander verbunden sind, daß sie sich verzweigen und ganz so wie Algenfäden aussehen. Auch auf Querschnitten durch die Apophyse wird man meist die Spaltöffnungen treffen und deren beide Schließzellen unschwer erkennen. An der Seta hört die Abgrenzung der Epidermis auf; die Oberfläche wird von zwei bis drei Schichten gelb- bis rotbrauner, stark verdickter Zellen eingenommen, deren Lumina nach innen zu allmählich größer werden. Im Innern der Seta ist ein zentrales Leitbündel differenziert.

1) Vgl. im übrigen Haberlandt, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XVII, S. 461 ff.

# XXVI. Abschnitt.

## Reproduktion der Pteridophyten.

### Untersuchungsmaterial.

Scolopendrium vulgare, fruktifizierende Blätter frisch, beziehungsweise in Alkohol aufbewahrt, auch entsprechende Blätter von Aspidium Filix mas, oder einer anderen Polypodiazee. — Prothallien von Polypodium vulgare oder einer anderen Polypodiazee, frisch. — Eine fruktifizierende Selaginella Martensii, oder eine andere Selaginella-Art, frisch oder aus Alkohol, selbst aufgeweichtes Herbarmaterial.

### Einschlußmedien, Reagentien.

10proz. Lösung von arabischem Gummi. — Konzentriertes Glyzerin. — Jodjodkaliumlösung. — Kalilauge.

Die Sporangien der Farne stehen, von seltenen Ausnahmen abgesehen, auf der Unterseite der Blätter. Sie bilden meist Gruppen, die als Sori bezeichnet werden. Häufig wird der ganze Sorus von einer Wucherung des Blattes, dem Indusium, bedeckt. Das Indusium kann sehr verschieden entwickelt sein. Schlägt sich der Blattrand um über den Sorus, so sprechen wir von falschen Indusien. — Als Beispiel für die Untersuchung wählen wir Scolopendrium vulgare. Das Blatt wird von einem starken Mittelnerv durchzogen; von diesem entspringen nur wenig nach vorn geneigte, schwache Seitennerven. In der oberen Hälfte des fertilen Blattes werden die Sori gebildet. Sie halten gleiche Richtung mit den Seitennerven ein. Nach außen erscheinen sie, mehr oder weniger vollständig, von zwei übereinander greifenden, später klaffenden, lippenförmig entwickelten Indusien bedeckt. — Es kommt nun darauf an, einen zarten Querschnitt durch einen fertilen Blattabschnitt herzustellen. Wir wählen zu diesem Zwecke ein Blatt aus, an dem die Sori sich bereits bräunen, aber die Indusienränder noch nicht klaffen. Wir schneiden mit der Schere einen schmalen, dem Sorus parallelen Streifen aus dem Blattgewebe heraus, klemmen ihn zwischen Holundermark ein und führen zarte Querschnitte aus. Der Querschnitt (Fig. 97 *A*) ist an der Ober- und Unterseite von der Epidermis überzogen; im Innern führt er Schwammparenchym, das unter der Epidermis der Oberseite dichter zusammenschließt. Der scheinbar einfache Sorusstreifen zeigt sich jetzt in zwei Streifen zerlegt. Diese stehen rechts und links, einander zugeneigt, dicht über je einem kleinen Gefäßbündel. Die Blattfläche ist an den betreffenden Stellen rinnenförmig vertieft und springt zwischen den beiden Sori in eine Kante vor. Die Epidermis setzt sich dort in das Indusium (*i*) fort. Dieses hat den Bau der benachbarten Epidermis, nur daß ihm die Spaltöffnungen und im Innern der Zellen die Chlorophyllkörner fehlen. Die Stelle der letzteren nehmen kleine, farblose Chromatophoren ein. Dem Grunde der Rinne entspringen die Sporangien (*sg*); man trifft sie in verschiedenen Entwicklungszuständen an; sie nehmen aus je einer Epidermiszelle ihren Ursprung. Schon bei schwacher Vergrößerung (Fig. 97 *A*) unterscheiden wir an jedem Sporangium einen Stiel und eine Kapsel, und an älteren Sporangien ist an der Kapsel ein gelbbrauner Ring (Annulus) zu bemerken. Für das weitere Studium wenden wir etwas stärkere Vergrößerungen an (Fig. 97 *B*). Der Sporangiumstiel geht aus einer einfachen

in eine doppelte Zellreihe über. Die Kapsel hat eine einschichtige Wandung aufzuweisen. Wie die verschiedenen Ansichten der Kapselwand lehren (*B—E*), wird ihr Ring von einer nach außen vorspringenden Zellreihe aufgebaut. Diese Reihe beginnt am Stiele, setzt sich am Rücken und über den Scheitel der Kapsel fort, flacht sich an der entgegengesetzten Seite ab, wird dort zugleich breiter und erlischt, ohne den Stiel zu erreichen. Die Innen- und die Transversalwände des Ringes sind stark verdickt und gebräunt; die Verdickung nimmt an den Transversalwänden nach außen ab und fehlt ganz an der Außenwandung.

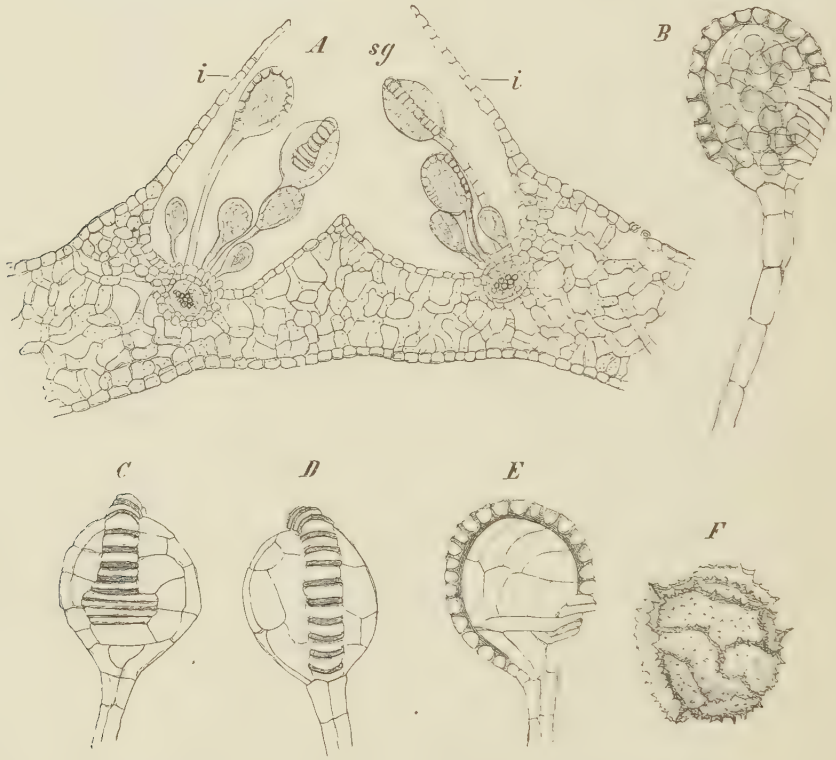



Fig. 97. Scolopendrium vulgare. *A* Querschnitt durch den fertilen Blatteil, *i* Indusium, *sg* Sporangium. *B—E* Sporangien, *B* und *E* von den Flanken, *D* von der Rücken-, *C* von der Bauchseite gesehen. *F* eine Spore. *A* 50, *B—E* 145, *F* 540mal vergrößert.

Die Verdickungsleisten haben somit **U**-förmige Gestalt. Das Sporangium öffnet sich zwischen den breiten Zellen, in welchen der Ring endet (Fig. 97 *C*, *E*); die eine Hälfte dieser breiten Zellen kommt auf die eine, die andere auf die entgegengesetzte Seite der Querspalte zu liegen. Die Ursache des Aufspringens liegt in dem Ringe, der beim Austrocknen seine Krümmung zu verringern sucht. — Die braune Wandung der reifen Sporen zeigt sich auf der Außenfläche mit netzförmig verbundenen, hahnenkammartig vorspringenden Leisten besetzt (*F*).

Bei Aspidium Filix mas finden wir herznierenförmige Indusien, die mit dem Alter bleifarbig, zuletzt bräunlich werden, etwas schrumpfen

und dann die dunkelbraunen Sori nicht mehr vollständig decken. Die Sporangien haben fast denselben Bau wie bei Scolopendrium. An einzelnen von ihnen sieht man aus dem Stiele ein kurzes, mit einem einzelligen Köpfchen endendes Drüsenhaar entspringen. Die Sporangien sind auf einer polsterartigen Erhebung, einer Plazenta, die über einem Gefäßbündel liegt, befestigt. An letzteres setzen netzförmig verdickte Tracheiden an, die sich in der Plazenta verbreiten. An ihrem Scheitel trägt die Plazenta das mit einer stielförmigen Erweiterung befestige Indusium.

Fügen wir einem Präparat, welches reife, doch noch geschlossene Sporangien enthält und im Wasser liegt, vom Deckglasrande aus eine wasserentziehende Flüssigkeit, am besten Glyzerin, hinzu, so öffnen sich die Sporangien langsam unter unseren Augen. Dabei wird der Ring schließlich stark konkav. Dann folgt mit einem Rucke eine entgegengesetzte Bewegung, die mehr oder weniger vollständig das Sporangium wieder schließt. Die ganze Erscheinung kann sich in geschwächtem Maße hierauf noch einmal oder selbst mehrmals wiederholen. Genaue Beobachtung lehrt, daß während des Öffnens die Außenwände des Ringes sich stark in dessen Zellen hineinwölben. Das wird durch den fortgesetzten Wasserverlust bewirkt, den die Ringzellen erleiden. Damit werden auch die Schenkel der U-förmigen Verdickungsleisten einander elastisch genähert. Schließlich vermag die Kohäsion des Wassers in den Zellen dem ihr entgegenwirkenden Zuge nicht mehr zu widerstehen. Es entstehen Risse in diesem Wasser und mit diesem Augenblick fällt die Rückbewegung des Ringes zusammen[1]). Ist nicht in allen Zellen der Riß entstanden, so hält in jenen, wo dies nicht geschah, die Auswärtskrümmung noch an, was die sekundären Öffnungsbewegungen veranlaßt. Ersetzt man das Glyzerin nunmehr durch Wasser, so dringt wieder Wasser in die Ringzellen ein und das Sporangium schließt sich fast vollständig. Durch erneuten Zusatz von Glyzerin kann die umgekehrte Erscheinung nochmals hervorgerufen werden. Öffnen sich die Sporangien an der Luft, so dringt in dem Augenblick, wo die Kohäsion des Wassers in den Ringzellen überwunden wird, Luft in sie ein.

Wir wählen die Farnkräuter ebenfalls aus, um den Bau der Geschlechtsorgane in der Gruppe der Gefäßkryptogamen kennen zu lernen, womöglich auch den Vorgang der Befruchtung zu verfolgen. Das Prothallium, die erste geschlechtlich differenzierte Generation der Farne, ist stets leicht zu beschaffen. Im Freien ist das Auffinden von Prothallien zwar mit Schwierigkeiten verbunden, doch in Gewächshäusern fehlen sie fast niemals. An feuchten, schattigen Wänden, an den Stämmen von Baumfarnen, auf Blumentöpfen, sind Prothallien fast immer zu entdecken. Auf der zur Kultur von Orchideen, Sarracenien usw. jetzt vielfach verwandten, von Polypodium vulgare durchsetzten Heideerde finden sich meist zahlreiche Prothallien von Polypodium vulgare ein, die wir hier zur näheren Betrachtung auswählen. Wie bei den meisten anderen Polypodiazeen haben auch bei Polypodium vulgare die Prothallien die Gestalt kleiner, dem Substrat angeschmiegter, herzförmiger, lebhaft grüner Blättchen. Wir fassen ein Prothallium mittlerer Größe mit der Pinzette, und zwar an der Stelle, wo es dem Substrat befestigt ist, und heben es vom letzteren ab. Wir tauchen es in Wasser, bewegen es in ihm einigemal hin und her, um die adhärierenden Bodenteilchen

1) Steinbrinck, vornehmlich in den Ber. d. Deutsch. bot. Ges., 1897—1903.

abzuspülen, legen es nun, mit der Bauchseite nach oben, in einen Wassertropfen auf den Objektträger und beobachten es unter Deckglas. Das Prothallium ist, wie wir vorhin schon bemerkten, herzförmig. Es besteht aus polygonalen, zahlreiche Chlorophyllkörner führenden Zellen. In der vorderen Einbuchtung liegt das kleinzellige Meristem des Vegetationspunktes. Nur in seiner Mediane ist das Prothallium, wie leicht durch Veränderung der Einstellung sich konstatieren läßt, mehrschichtig. Dieser mediane Teil bildet das sogenannte Gewebspolster. Dieses geht an den Seiten in den einschichtigen Thallus über und flacht sich auch nach der Basis des Prothalliums zu allmählich ab. Aus den hinteren Teilen des Prothalliums entspringen die Rhizoiden; sie werden vornehmlich in der Mediane des Prothalliums erzeugt. Es sind lange, einzellige, sich alsbald bräunende Schläuche. Am Rande und der Unterseite des Prothalliums wachsen einzelne Zellen außerdem zu kurzen, fast ausnahmslos einzelligen Papillen aus, die wie die Rhizoiden durch eine Scheidewand an ihrem Grunde abgetrennt werden. Haben wir relativ junge Prothallien zur Untersuchung gewählt, so sind diese männlich; haben wir zu alte genommen, so tragen diese ausschließlich weibliche Geschlechtsorgane. Zwischen beiden, dem Alter nach, stehen solche, welche beide Geschlechter vereinigen. Die Geschlechtsorgane werden wie die Rhizoiden nur an der Bauchseite des Prothalliums erzeugt. Die männlichen Geschlechtsorgane (Antheridien) halten sich an die hinteren Teile des Prothalliums. Sie entspringen zwischen den Rhizoiden, aber auch weiter seitlich, außerhalb dieser. Ihre Bildung schreitet scheitelwärts fort. Sie erscheinen als kugelig vorgewölbte Gebilde (Fig. 98 *A*), die im reifen Zustande von einer einschichtigen Wandung umschlossene kleine, kugelige Zellen in größerer Anzahl führen. Jenseits der reifen Antheridien stehen bereits entleerte, die an der Bräunung ihrer Innenwände kenntlich sind und ein sternförmiges Loch in ihrem Deckel zeigen. Vollen Einblick in den Bau der Antheridien erhalten wir nur, wenn wir sie im Profil betrachten. Solche Profilansichten sind an manchen zufällig umgebogenen Stellen des Prothalliums nicht selten zu gewinnen; wir bekommen sie auch leicht, indem wir antheridienreiche Prothallien mit Nadeln entsprechend zusammenfalten. An richtigen Seitenansichten (Fig. 98 *A*) stellen wir nunmehr fest, daß das Antheridium der Mitte einer schwach vorgewölbten Prothalliumzelle (*p*) aufsitzt und durch eine Scheidewand von ihr abgetrennt ist. Die Wand besteht fast ausnahmslos aus zwei superponierten, scheidewandlosen Ringzellen (*1* u. *2*) und einer Deckelzelle (*3*). Die Seitenansicht des entleerten Antheridiums (Fig. 98 *B*) zeigt die Ringzellen sehr stark angeschwollen; es treten letztere daher noch deutlicher vor. — Hat man Prothallien zur Untersuchung gewählt, die seit längerer Zeit nicht benetzt worden sind, so dürfte man nicht lange auf die Entleerung einzelner reif gewordener Antheridien warten. Der Mechanismus der Entleerung beruht auf dem Druck, den die ringförmigen Wandzellen auf den Inhalt ausüben; außerdem ist auch eine quellbare Substanz zwischen den gesonderten Inhaltszellen des Antheridiums vorhanden. Die Deckelzelle wird schließlich durchbrochen und der Inhalt aus dem

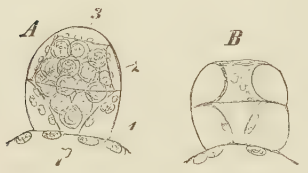



Fig. 98. Polypodium vulgare. *A* reifes, *B* entleertes Antheridium, *p* Prothalliumzelle, *1* u. *2* Ringzellen, *3* Deckelzelle. *A* und *B* 240mal vergrößert.

Antheridium herausgepreßt, wobei die Ringzellen an Größe zunehmen. Der Inhalt des Antheridiums tritt in Gestalt isolierter, kugeliger Zellen hervor, die zunächst kurze Zeit ruhig in dem umgebenden Wasser liegen bleiben. In jeder Zelle ist, selbst bei relativ schwacher Vergrößerung, ein zusammengerollter Faden, das Spermatozoid, und eine zentrale Ansammlung kleiner Körnchen zu erkennen. Die Wandungen dieser Zellen lösen sich im Wasser auf, und schon nach wenigen Sekunden beginnen sich einzelne Spermatozoiden zu befreien. Dies geschieht mit einem Ruck, wobei die Windungen des Spermatozoidkörpers auseinander treten. Ein Spermatozoid entweicht so nach dem andern. Wir verfolgen einzelne im umgebenden Wasser und konstatieren, daß sie relativ rasch fortschreiten und sich gleichzeitig um ihre Achse drehen. Nach etwa zwanzig bis dreißig Minuten verlangsamt sich die Bewegung der Spermatozoiden und hört schließlich auf. Während dieser letzten Stadien der Bewegung ist die Gestalt des Spermatozoids unschwer zu erkennen. Dieses gelingt noch leichter, wenn man zu dem spermatozoidhaltigen Wassertropfen eine 10proz., klar abfiltrierte Lösung von arabischem Gummi hinzufügt und so die Schnelligkeit ihrer Bewegung hemmt. Das Spermatozoid (Fig. 99) wird von einem Bande gebildet, das pfropfenzieherförmig gerollt ist. Die Windungen sind am vorderen Ende enger, werden nach hinten weiter. Die vorderen, engen Windungen tragen lange, feine Zilien. Zwischen den hinteren Windungen liegt eine zarte Blase mit Körnchen im Innern, die auf Stärke reagieren. Durch Zusatz von ein wenig Jodjodkaliumlösung werden die Spermatozoiden gut fixiert. Eingehende Untersuchung lehrt, daß ihre hintere, weitere Windung den Kern führt.

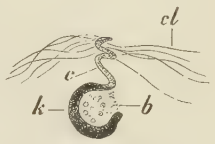


Fig. 99. Ein Farn-Spermatozoid. Der den Kern (*k*) führende Abschnitt ist in der Figur dunkler geworden, *c* vorderer, die Zilien (*cl*) tragender Abschnitt, *b* Bläschen. Vergr. 540.

Am vorderen Einschnitt des Prothalliums, auf dem medianen Gewebepolster, sieht man die weiblichen Geschlechtsorgane, die Archegonien (Fig. 100). Nächst dem Einschnitt sind sie noch unfertig, weiterhin reif, doch ungeöffnet, endlich abgestorben und geöffnet, im Innern gebräunt. Die weiblichen Geschlechtsorgane lassen sich von den männlichen sehr leicht unterscheiden. Sie ragen aus der Prothalliumfläche in Gestalt kurzer, zylindrischer, von dem vorderen Einschnitt hinweggekrümmter Gebilde vor. Dieser freie Teil des Archegoniums ist nur sein Halsteil, während der Bauchteil im Prothalliumgewebe sich eingesenkt findet. Am Halsteil unterscheiden wir eine einschichtige, aus vier Zellreihen gebildete Wandung und einen zentralen Kanal, dessen Inhalt an den reifen Archegonien, in den zentralen Teilen körnig, in den peripherischen stark lichtbrechend erscheint. Dieser innere Kanal, der Halskanal, erweitert sich keulenförmig nach oben; nach unten geht er in die Zentralzelle des Archegoniums über, in der das Ei sich befindet. Letzteres ist freilich kaum zu unterscheiden. Hat man die Prothallien mehrere Tage vor Beginn der Untersuchung unbenetzt gelassen, so gelingt es wohl auch, das Öffnen eines Archegoniums zu sehen. Man wähle zur anhaltenden Beobachtung ein solches Archegonium, dessen Kanalinhalt besonders stark lichtbrechend erscheint. Oft erfolgt das Öffnen fast momentan, oft gilt es auch lange zu warten. Das Öffnen des Halses ist eine Folge des Druckes, welchen die stark lichtbrechende, quellbare Substanz des Halskanals auf die Wandung des

Halses ausübt. Die vier Zellen am Scheitel des Halses weichen plötzlich auseinander und der Inhalt des Halskanals tritt hervor. Seine stark lichtbrechende Masse verteilt sich als farbloser Schleim in dem umgebenden Wasser, während seine körnigen Bestandteile sich allmählich zersetzen. Die Entleerung erfolgt mit Unterbrechung; zuerst tritt nämlich der Inhalt des Halskanals, dann jener, der vom Ei zuletzt abgegrenzten Bauchkanalzelle hervor. — Unter besonders günstigen Umständen kann man nunmehr auch das Eindringen von Spermatozoiden in das Archegonium sehen. Man erhöht die Aussichten für diese Beobachtung, wenn man dem älteren, auf die Archegonien zu untersuchenden Prothallium, einige recht junge, antheridienreiche zugesellt hat. Spermatozoiden, die zuvor schon das Präparat durchschwammen, sah man an den geschlossenen Archegonien unbeeinflußt vorbeieilen. Nach dem Halsteil eines geöffneten Archegoniums schlagen die Spermatozoiden hingegen schon aus meßbaren Entfernungen die Richtung ein und werden dort in dem entleerten Schleim aufgefangen. Innerhalb des Schleimes verlangsamt sich ihre Bewegung, doch halten sie die ursprüngliche Richtung ein, dringen in den Halskanal und gelangen bis zum Ei, in das aber nur ein Spermatozoid aufgenommen wird. Wie neuerdings festgestellt wurde, scheiden die Archegonien der Farne eine Substanz aus, welche als chemischer Reiz auf die Spermatozoiden einwirkt und die Richtung ihrer Bewegung bestimmt[1]). Das spezifische Reizmittel ist hier die Apfelsäure, die mit ungefähr 0,3 % in den aus dem Archegoniumhalse entleerten Stoffen vertreten ist. So gelang es auch, Farnspermatozoiden in einseitig zugeschmolzenen Kapillaren und unter der Luftpumpe mit 0,01—0,1 %, an irgend eine Base gebundener Apfelsäure injiziert worden waren, ganz ebenso wie in einen Archegoniumhals zu locken. Ähnlich schwärmen die Farnspermatozoiden auch in größere Haare, am besten in jene der Blätter von Heracleum spondylium ein, wenn man diese, mit abgeschnittener Spitze, in das spermatozoidenhaltige Wasser legt. Für die Spermatozoiden der Laubmoose ist Rohrzucker das spezifische Reizmittel. — Ein einziges Spermatozoid genügt für die Befruchtung. Es dringen zwar meist mehrere in das Archegonium ein, doch nur eins findet, wie schon erwähnt wurde, Aufnahme in das Ei. Wir können unschwer feststellen, daß die Spermatozoiden ihr hinteres Bläschen nicht mit in das Archegonium nehmen, vielmehr, soweit sie mit ihm noch versehen ankamen, es in dem Schleim vor der Halsöffnung zurücklassen. Hin und wieder ist die Zahl der anlangenden Spermatozoiden so groß, daß sie, sich zwischen einander bohrend und

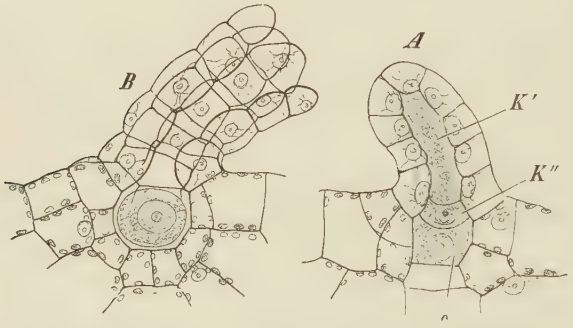



Fig. 100. Polypodium vulgare. *A* unreifes Archegonium, *K'* Halskanalzelle, *K''* Bauchkanalzelle, *o* Ei. *B* reifes, geöffnetes Archegonium. Vergr. 240.

1) Vgl. Pfeffer, Unters. a. d. bot. Inst. zu Tübingen, Bd. I, S. 367 ff.

fadenförmig streckend den ganzen Kanal des Archegoniums ausfüllen, ja selbst noch einen Strauß vor dessen Öffnung bilden. — Doch wir wollen die Archegonien auch auf Schnitten untersuchen. Diese müssen median geführt werden, da die Archegonien sich an die Mediane des Prothalliums halten. Um uns das Schneiden zu erleichtern, legen wir mehrere Prothallien, sie sorgfältig orientierend, aufeinander, nachdem wir zuvor alle Sandkörner entfernt haben. Wir finden nun auf den Schnitten bald die gewünschten Bilder. Das Archegonium ist, wie wir sehen (Fig. 100 *A* und *B*), mit seinem Bauchteil in das Prothallium eingesenkt, sein Halsteil gekrümmt. Halskanalzelle (*K'*) und Bauchkanalzelle (*K''*) lassen sich nunmehr unterscheiden, auch das Ei (*o*) und sein Zellkern erblicken. Der Bauchteil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher Zellen umkleidet. In dem reifen geöffneten Archegonium (*B*) kann man oben am Ei öfters eine farblose Stelle, den Empfängnisfleck, an welchem die Aufnahme des Spermatozoiden erfolgt, erkennen. — Einzelne weniger mediane Schnitte dürften uns auch Antheridien in der Seitenansicht vorführen.

Die Selaginellen sind heterospore Lykopodineen; sie besitzen zweierlei Sporangien und Sporen, und wollen wir sie daher noch betrachten, um das bisherige Bild zu vervollständigen. Die Selaginellen werden auch wohl als Ligulaten bezeichnet, weil ihre Blätter an der Basis mit einer kleinen Zunge versehen sind. Wir nehmen die in den Gewächshäusern allgemein verbreitete Selaginella Martensii Sprg. in Untersuchung. Die fertilen Exemplare sind leicht an den Ähren kenntlich, die sie meist an den letzten Auszweigungen ihrer Sprosse entwickeln. Der vegetative Körper der Pflanze ist in einer Ebene ausgebreitet, er trägt vier Reihen von Blättern in Paaren, die sich schief kreuzen. In jedem Paare bleibt das obere Blatt klein, das untere wird bedeutend größer. Die zwei Reihen oberer Blätter an der Rückenfläche drücken sich dem Stengel mit ihrer Oberseite an. Die zwei Reihen unterer Blätter an der Bauchfläche sind nach den Seiten hin, ihre Oberseite nach oben kehrend, ausgebreitet. Der vegetative Körper der Pflanze zeigt somit einen bilateralen und zugleich dorsiventralen Aufbau, das heißt, er läßt nur eine Symmetrieebene zu, die ihn in eine rechte und linke Hälfte zerlegt, und er hat eine Bauch- und Rückenfläche aufzuweisen. Die fertilen, gipfelständigen Ähren sind hingegen vierkantig, mit vier Reihen gleichgestalteter, aufwärts gerichteter Blätter versehen. Wir orientieren uns nun über den Bau der Ähren zunächst in der Weise, daß wir von ihnen, an ihrer Basis beginnend, ein Blatt nach dem andern mit den Nadeln unter dem Simplex ablösen. Wir sehen je ein eiförmiges, etwas abgeplattetes Sporangium in der Achsel eines jeden Blattes stehen. Schon bei dieser Operation fällt es uns auf, daß manche Sporangien größer sind und vorspringende Buckel zeigen. Öffnen wir die großen, buckeligen Sporangien mit den Nadeln, so kommen vier große Sporen, welche das Sporangium völlig erfüllten und dessen Wände stellenweise vorwölbten, zum Vorschein. Öffnen wir ein kleines Sporangium, so zeigt sich dieses mit zahlreichen kleinen Sporen erfüllt. Die großen Sporangien sind weibliche Sporangien, Makrosporangien, die großen Sporen, weibliche Sporen, Mokrosporen; die kleinen Sporangien und Sporen sind männlich und werden als Mikrosporangien bzw. Mikrosporen bezeichnet. Die kleinen Sporen sind an der einen Seite dreiflächig zugespitzt, netzförmig gezeichnet und hängen meist in Tetraden zusammen. Dieselben Verhältnisse treten uns in vergrößertem Maßstab an den vier Makrosporen

entgegen. Wir sehen an ihnen deutlich die dreiflächige Zuschärfung der einen Seite; um hingegen die vorspringenden, netzförmig verbundenen Leisten der Zellwand gut zu unterscheiden, müssen wir die Sporen zerquetschen. — Die Wandung der Mikrosporen wird alsbald dunkelbraun, während die Makrosporen viel heller bleiben. Betrachten wir die Blätter, von denen wir die Sporangien entfernt haben, so sehen wir dicht über der Insertionsstelle des entfernten Sporangiums die Ligula als ein zungenförmiges Häutchen vorspringen. — Die Makrosporangien sind spärlicher als die Mikrosporangien an den Ähren, und zwar vorwiegend in deren unteren Teilen vertreten. — Die reifen Sporangien springen transversal in zwei Klappen auf.

Erwähnt sei hier im Anschluß, daß die Selaginellen beim Eintrocknen so vorzüglich sich erhalten, daß man aufgeweichte Herbarexemplare sogar benutzen kann, um die Vegetationskegel und die Sporangienanlagen zu studieren. Schnitte durch frisches wie durch so aufgeweichtes Material lassen sich mit Kalilauge sehr schön durchsichtig machen.

# XXVII. Abschnitt.

## Reproduktion der Gymnospermen.

### Untersuchungsmaterial.

Männliche Blüten von Pinus silvestris zur Blütezeit, etwa Ende Mai in Alkohol eingelegt. — Um die nämliche Zeit in Alkohol eingelegte weibliche, erstjährige Zäpfchen, welche aufrecht die Enden neuer Triebe einnehmen. — In Alkohol eingelegte, erstjährige Zapfen von Picea vulgaris, von Mitte Mai bis Ende Juni alle 8 Tage in Alkohol eingelegt. — Frisches Material ist wegen seines Harzgehaltes für die Untersuchung wenig geeignet, nur der Pollen wäre in frischem Zustande erwünscht. — Das Alkoholmaterial ist mindestens 24 Stunden vor der Untersuchung in ein Gemisch gleicher Teile Alkohol und Glyzerin einzulegen.

### Einschlußmedien, Reagentien.

Glyzerin. — Mit Alkohol verdünnte Karbolsäure.

Die phanerogamen Pflanzen zerfallen in die beiden großen Abteilungen der Nacktsamigen und Bedecktsamigen, oder der Gymnospermen und Angiospermen. Diese Abteilungen unterscheiden sich vornehmlich im Bau der Blüte, in den Vorgängen der Befruchtung und Keimbildung, die wir zunächst bei den Gymnospermen betrachten wollen. Wir machen uns vor allem mit dem Bau der männlichen Blüten der Kiefer, Pinus silvestris, bekannt. Diese Blüten stäuben etwa Ende Mai; doch läßt sich sehr gut auch Alkoholmaterial untersuchen, das, weil zu brüchig, mindestens einen Tag vor Beginn der Untersuchung in ein Gemisch von gleichen Teilen Alkohol und Glyzerin einzulegen ist. — Zunächst stellen wir fest, daß die männlichen Blüten hier in größerer Zahl an den unteren Teilen eines gleichalterigen Sprosses stehen. Sie sind nach $^5/_{13}$ angeordnet und entsprechen, ihrer Stellung nach, durchaus den zweinadeligen Kurztrieben, die in ununterbrochener Reihenfolge sich den Blüten anschließen. Die Blüten stehen ebenso wie die Kurztriebe in den Achseln von Niederblättern. Am Stiel der männlichen Blüte finden wir zunächt drei dekussierte Niederblattpaare. Das unterste Blattpaar

ist lateral im Verhältnis zum Deckblatt und dem Muttersproß gestellt, eine Stellung, die sich aus den vorhandenen Raumverhältnissen von selbst ergibt und die bei dem ersten Blattpaar der vegetativen Knospen der Gymnospermen fast ausnahmslos wiederkehrt. Auf die Niederblätter des kurzen Blütenstiels folgen die Staubblätter, dicht gedrängt, meist in zehn geraden Reihen angeordnet. Die Blütenachse ist gestreckt spindelförmig. — Ein einzelnes Staubblatt, losgelöst und unter dem Simplex betrachtet, zeigt sich an seiner Unterseite von zwei longitudinal inserierten, in der Mediane zusammenstoßenden Pollensäcken eingenommen; an seinem Scheitel läuft es in einen kurzen aufwärts gerichteten Saum aus. Der mediane Längsschnitt durch die Blüte, kurz vor der Anthese (Fig. 101 *A*) zeigt, namentlich deutlich nach Kalibehandlung, den Gefäßbündelverlauf

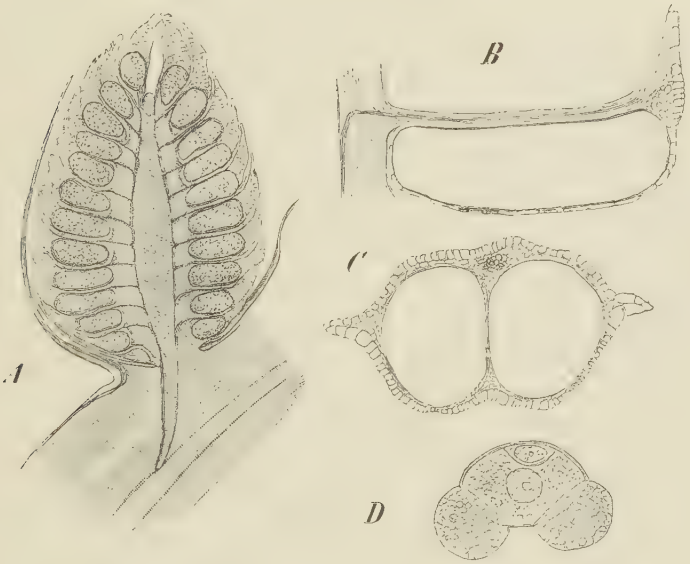



Fig. 101. Pinus Pumilo, mit Pinus silvestris übereinstimmend. *D* von Pinus silvestris. *A* Längsschnitt durch eine fast reife männliche Blüte. Vergr. 10. *B* Längsschnitt durch ein einzelnes Staubblatt. Vergr. 20. *C* Querschnitt durch ein Staubblatt. Vergr. 27. *D* ein reifes Pollenkorn. Vergr. 400.

in der Blütenachse, die Versorgung der Staubblätter mit einzelnen Gefäßbündeln, die Insertion der Pollensäcke an den Staubblättern. An weniger vollständigen Längsschnitten lassen sich wohl dünnere Stellen ausfindig machen, an welchen der Bau einzelner Staubblätter (*B*) noch besser zu verfolgen ist. — Wir stellen dann auch tangentiale Längsschnitte durch die Blüte her, um Querschnitte einzelner Staubblätter zu bekommen, und suchen uns einen solchen zum näheren Studium aus (*C*). Wir sehen, daß die beiden Pollensäcke in diesem fertigen Zustande meist nur noch durch eine flache Wand aus kollabierten Zellen, in welche eine oder einige Schichten flacher, stärkehaltiger Zellen median eingeschaltet sein können, getrennt werden. An ihrer freien Außenfläche sind die Pollensäcke von der Epidermis überzogen, an welche, nach innen zu, meist nur noch kollabierte Zellen stoßen. Die Epidermiszellen sind in der Längsrichtung des Blattes gestreckt, und mit Verdickungsleisten

versehen, die an den Seitenwandungen besonders kräftig sind, an den Außenwandungen aber ganz fehlen. In der Mediane des Staubblattes, oberhalb und unterhalb der die beiden Pollensäcke trennenden Scheidewand, läuft je ein Mesophyllstreifen. Der obere ist stärker und wird von dem sehr zarten Gefäßbündel durchzogen. An den beiden Seitenkanten des Staubblattes springt die Epidermis zu einem nur schwach oder etwas stärker entwickelten Flügel vor; im letzteren Fall ist ein wenig Mesophyll zwischen den Epidermen nachzuweisen. An der Unterseite der Pollensäcke nehmen die Epidermiszellen, von beiden Seiten her, an Größe ab; dort, wo diese Epidermiszellen am schwächsten sind, öffnen sich die Pollensäcke. Diese Pollensäcke ähneln sehr den Sporangien der Lykopodiazeen. In der Tat haben auch die vergleichenden entwicklungsgeschichtlichen Untersuchungen zu der Auffassung geführt, daß die Pollensäcke der Phanerogamen und die Mikrosporangien der Kryptogamen homologe Gebilde seien. — Sehen wir uns jetzt die in den Pollensäcken erzeugten Pollenkörner, doch wo möglich im frischen Zustand an, so bemerken wir, daß ein jedes einen mittleren Körper aufzuweisen hat, dem zwei Blasen seitlich aufsitzen (*D*). Ist die Blüte reif, so erscheinen die beiden Blasen schwarz, weil von Luft erfüllt. Sie zeigen eine zierliche Felderung auf ihrer Oberfläche. Die mittlere, eigentliche Pollenzelle führt feinkörniges Protoplasma und einen großen Zellkern. Kurz vor der Anthese, das heißt vor dem Öffnen der Pollensäcke, ist eine Teilung im Pollenkerne erfolgt, und im fertigen Pollenkorn sieht man an der, von der Insertion der Flügel abgekehrten Seite, eine linsenförmige Zelle der Wand ansitzen. Diese Zelle ist am besten zu sehen, wenn das Pollenkorn, so wie in unserer Figur, auf der Seite liegt. In den Pollenkörnern der meisten Koniferen sind mehrere solche Zellen einander aufgesetzt und bilden einen charakteristischen, mehr oder weniger tief in das Pollenkorn hineinragenden Zellkörper. Diese Innenkörper der Pollenkörner bei den Gymnospermen sind als reduzierte Prothallien aufzufassen, deren Reduktion, bei Pinus, bis zum Verbleiben nur einer generativen Zelle im fertigen Pollenkorn fortgeschritten ist. Das Pollenkorn von Pinus hat zwei Häute, eine äußere „Exine“ und eine innere „Intine“ aufzuweisen. Die Exine ist kutinisiert und hat sich an zwei seitlich gelegenen Stellen gespalten, um Blasen zu bilden, die zunächst Flüssigkeit enthalten, bei der Reife aber mit Luft sich füllen und so die als Flügel bezeichneten Gebilde darstellen.

Die Kiefer ist einhäusig (monöcisch), so daß wir männliche und weibliche Blüten auf derselben Pflanze finden. — Ihre „Zapfen“, die als je eine weibliche Blüte, oder auch als ein von zahlreichen weiblichen Blüten gebildeter Blütenstand gedeutet werden, bergen zahlreiche Samenanlagen, die auf schuppenartigen Gebilden befestigt sind. Die kleinen Zapfen nehmen einzeln, oder zu mehreren, die Spitze gleichalteriger Triebe ein. Sie stehen in den Achseln ebensolcher Deckblätter, wie die tiefer inserierten, zweinadeligen Kurztriebe; ihre Lage, oben am Sproß, entspricht aber jener zweigbildender Langtriebe. Die kleinen Zapfen sind meist Ende Mai empfängnisfähig und trotz relativ geringer Größe, infolge ihrer braunroten Färbung, leicht sichtbar. Sie stehen aufrecht an kurzen Stielen. Ihr Stiel ist bedeckt von braunen Schuppen. Zur Untersuchung kann auch hier mit Glyzerin behandeltes Alkoholmaterial dienen. Bringen wir einzelne, von der Zapfenachse mit dem Skalpell abgelöste Teile unter das Präpariermikroskop (S. 111) und isolieren sie mit den Nadeln, so können wir feststellen (Fig. 102), daß in

den Achseln zarter, verkehrt eiförmiger, am Rande etwas gefranster Deckschuppen (*b*) ähnlich gestaltete, doch fleischig angeschwollene, glattrandige, auf der Innenfläche mit einem mittleren vorspringenden Kiel (*c*) versehene Fruchtschuppen (*fr*) stehen. Rechts und links am Grunde der Fruchtschuppe finden wir je eine, mit der Mikropyle nach unten und nach der Seite gekehrte Samenanlage (*s*). Sie besitzt ein einfaches Integument, dessen Rand sich an der vorderen Öffnung, der Mikropyle, rechts und links in je einen Lappen (*m*) fortsetzt. Deckschuppe und Fruchtschuppe sind am Grunde verwachsen und trennen sich daher zusammenhängend von der Zapfenachse. — Daß der Zapfen der Abietineen, und anderer zapfenbildender Koniferen, entweder als einzelne Blüte oder als Blütenstand aufgefaßt wird, hängt mit der verschiedenen Deutung zusammen, die man der Fruchtschuppe gibt. Diese wird nämlich entweder als ein metamorphosierter, mit seinem Deckblatt zum Teil verwachsener Achselsproß aufgefaßt, oder als placentaler Auswuchs, der als Fruchtblatt oder Karpell gedeuteten Deckschuppe. Im ersteren Falle würde es sich somit um je einen, zwei Samenanlagen tragenden Sproß in der Achsel jedes Deckblattes, im zweiten um je eine ihrem Fruchtblatt entspringende, zwei Samenanlagen auf der Oberseite tragende Plazenta handeln. Im ersteren Falle hätte man also den Zapfen als eine aus vielen fertilen Achselsprossen aufgebaute Infloreszenz, im zweiten als eine einzige, zahlreiche Fruchtblätter führende Blüte aufzufassen. — Der eigenartige Bau der Fruchtschuppe hängt mit den Bestäubungseinrichtungen zusammen, die nur an frischem Material, zur Bestäubungszeit, sich verfolgen lassen. Sobald die männlichen Blüten zu stäuben beginnen, kann man eine Verlängerung der Zäpfchen konstatieren, durch welche die Fruchtschuppen, samt den zugehörigen Deckschuppen, auseinander gerückt werden. Der Blütenstaub vermag nun auf die emporgerichteten Fruchtschuppen zu gelangen, gleitet an ihnen hinab und gelangt, durch den Kiel geführt, zwischen die beiden Fortsätze des Integuments. Diese Fortsätze rollen sich später ein und führen so die Pollenkörner in die Mikropyle ein, bis zur Kernwarze. Nach vollzogener Bestäubung schließen die fortwachsenden Fruchtschuppen bald wieder mit ihren Rändern zusammen, und diese werden durch ineinanderwachsende Papillen verbunden. Die Deckschuppen entwickeln sich nicht weiter, und so auch nicht der Kiel an der Fruchtschuppe, der nunmehr unnütz geworden ist. Die rote Farbe des Zapfens geht in braun und schließlich in grün über; derselbe senkt sich langsam und nimmt zuletzt eine hängende Lage an.

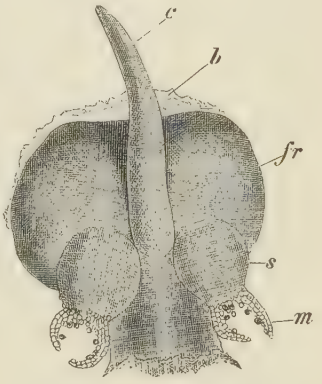
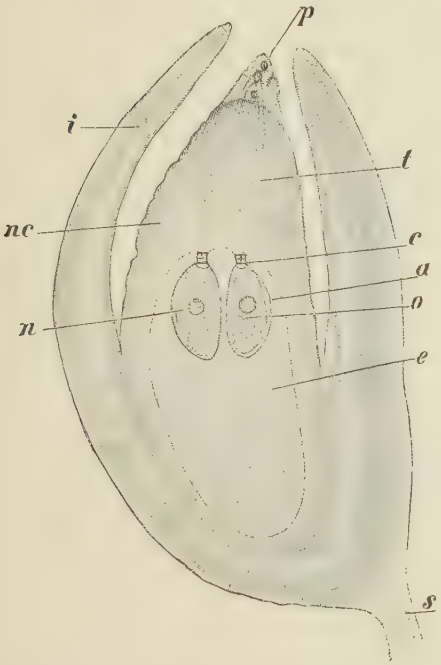



Fig. 102. Pinus silvestris. Fruchtschuppe *fr* mit den beiden Samenanlagen *s* und dem Kiel *c*. Dahinter die Deckschuppe *b*. An den Samenanlagen der Integumentrand in zwei Fortsätze (*m*) ausgewachsen. Vergr. 7 mal.

Wir wollen nunmehr auch die weiteren Veränderungen ins Auge fassen, die sich in der bestäubten, weiblichen Samenanlage der Koniferen abspielen. Zur Zeit der Bestäubung ist der Embryosack in der Samenanlage nur in erster Anlage vorhanden und nicht leicht aufzufinden; der Längsschnitt durch die Samenanlage zeigt den Nucellus als kleinen,

von dem einfachen Integument umhüllten Höcker. Die weitere Ausbildung der Samenanlage vollzieht sich bei den Nadelhölzern verschieden rasch, je nachdem ein kürzerer oder längerer Zeitraum den Befruchtungsvorgang von der Bestäubung bei ihnen trennt. Bei der Kiefer findet die Befruchtung im nächstfolgenden Jahr, mehr als dreizehn Monate nach der Bestäubung statt; demgemäß beginnt die Weiterentwicklung der Samenanlage erst in dem auf die Bestäubung folgenden Frühjahre, muß somit an einjährigen Zäpfchen studiert werden. Bei der Fichte liegen Bestäubung und Befruchtung nur etwa sechs Wochen auseinander und stellt sich die Weiterentwicklung der Samenanlagen demgemäß gleich nach der Bestäubung ein. Da die Fichte vorteilhafter für die Untersuchung ist, so wollen wir uns weiter an sie halten. Entsprechende Entwicklungszustände in Alkohol müssen uns zur Verfügung stehen. Wir wählen sofort einen Zustand aus, in welchem die Eier schon fertig ausgebildet und empfängnisreif sind. Dieser Zustand wird bei der gemeinen Fichte (Picea vulgaris Lk.) in unseren Breiten um Mitte Juni erreicht, die Befruchtung alsdann im Laufe weniger Tage vollzogen. Vor Beginn der mikroskopischen Untersuchung orientieren wir uns über das Aussehen der ganzen Schuppe. Diese ist verkehrt eiförmig, zeigt unten an ihrer Innenfläche die beiden Samenanlagen, auch schon die Umrisse der „Flügel", die sie decken und sich später mit dem reifen Samen von der Fruchtschuppe ablösen werden. Unten an der Außenfläche der Fruchtschuppe ist noch die, jetzt relativ sehr klein erscheinende Deckschuppe wiederzufinden. — Die Samenanlagen sind schlecht zu schneiden, wenn sie nicht zuvor mindestens 24 Stunden in einem Gemisch von gleichen Mengen Alkohol und Glyzerin gelegen haben. Die zu schneidenden Samenanlagen lösen wir von der Fruchtschuppe ab. Wir stellen zwischen Daumen und Zeigefinger (S. 110) Längsschnitte durch sie her, da aber das Integument ziemlich hart ist, modifizieren wir weiterhin unser Verfahren. Wir schneiden die Samenanlagen mit der Schere in etwa halber Höhe durch, fassen hierauf die obere, das heißt die den Scheitel der Samenanlage in sich schließende Hälfte zwischen die Finger und ziehen an der Schnittfläche mit der Pinzette den Nucellus heraus. Durch diesen so befreiten Nucellus lassen sich nunmehr die Längsschnitte sehr gut ausführen. Wir untersuchen sie in Glyzerin. Doch zunächst betrachten wir den Längsschnitt einer ganzen empfängnisreichen Samenanlage bei schwacher Vergrößerung. Wir hatten sie senkrecht zu ihrer Insertionsfläche geschnitten; sie liegt somit in medianer Längsansicht vor (Fig. 103). Wir sehen an ihr: das Integument (*i*), das sich zur Samenschale später ausbilden wird und das in halber Höhe des Nucellus von diesem sich trennt; am Scheitel des Nucellus die Knospenwarze, welche Pollenkörner (*p*) trägt und diese zum Teil außen ihr aufliegend, zum Teil in ihr Gewebe eingesenkt zeigt; auch von diesen Pollenkörnern ausgetriebene Pollenschläuche (*t*), die den oberen Teil des Knospenkerns durchsetzen, um zu dem Embryosackscheitel zu gelangen; den Embryosack (*e*) von elliptischem Umriß, mit dem als Endosperm bezeichneten Prothalliumgewebe ausgefüllt; die Archegonien, deren Bauchteil (*a*) leicht, deren Halsteil (*c*) schwerer zu erkennen ist; im Innern der Archegonien je ein Ei (*o*), das an dem Alkoholmaterial durch seine gelbbraune Färbung auffällt und in der Mitte einen großen Zellkern (*n*) birgt; endlich unten an der Samenanlage den Ansatz des Flügels (*s*). Der Halsteil des Archegoniums wird von zwei bis vier Etagen von Zellen gebildet. Unter dem Halsteil ist

eine kleine, vom Ei abgegrenzte Zelle zu finden, die der Bauchkanalzelle der Gefäßkryptogamen entspricht. Der Bauchteil des Archegoniums ist von einer Schicht flacher, inhaltsreicherer „Deckzellen" umhüllt. — Um uns über Anzahl und Lage der Archegonien zu orientieren, führen wir eine Anzahl aufeinander folgender Querschnitte durch den oberen Teil der Samenanlage aus. Wir überzeugen uns auf diese Weise, daß drei bis fünf Archegonien, im Kreise angeordnet, den Embryosackscheitel einnehmen. An solchen Schnitten, falls sie den Halsteil der Archegonien streiften, können wir auch feststellen, daß dieser eine sechs- bis achtzellige Rosette darstellt. Ist unser Material zur Befruchtungszeit eingelegt worden, so können wir eventuell einzelne Pollenschläuche



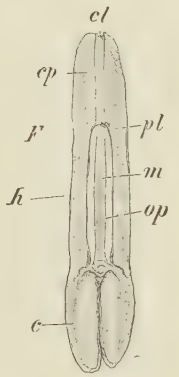




Fig. 104. Längsschnitt durch den reifen Keim. *c* Kotyledonen, *h* hypokotyles Glied, *pl* Plerom-scheitel, *cp* Wurzelhaube, *cl* Mittelsäule derselben, *m* Mark, *op* Procambiumring im hypokotylen Glied. Vergr. 10mal.

Fig. 103. Medianer Längsschnitt durch die empfängnisreife Samenanlage von Picea vulgaris Lk. *e* Embryosack mit Endosperm erfüllt, *a* ein Archegonium, und zwar der Bauchteil, *c* der Halsteil desselben, *n* der Eikern, *nc* der Knospenkern oder Nucellus, *p* Pollenkörner auf und in der Knospenwarze, *t* Pollenschläuche, welche den Nucellus durchsetzen, *i* Integument, *s* der Samenflügel. Vergr. 9mal.

bis an ein Ei verfolgen und in deren unterem Ende zwei generative inhaltsreiche Zellen sehen, die von der generativen Zelle des Pollenkorns abstammen. Eine dieser Zellen vollzieht die Befruchtung, und es wäre möglich, daß wir zwei Zellkerne in einem Ei antreffen, nämlich außer dem Eikern auch den eingedrungenen Spermakern. Am Grunde bereits befruchteter Eier kann uns weiter eine vierzellige Rosette auffallen, die schlauchartig verlängerte Zellen in das Innere des Prothalliumgewebes entsendet. Aus den Endzellen dieser Schläuche gehen die Keimanlagen hervor.

Der Samen der Fichte reift im Oktober. Er löst sich dann mitsamt dem Flügel leicht von der Fruchtschuppe ab. Die Zellen der

Samenschale sind, wie entsprechende Quer- und Längsschnitte lehren, fast bis zum Schwinden ihres Lumens verdickt. Ein Teil des Prothalliumgewebes ist als „Sameneiweiß“ oder Endosperm, dicht mit Reservestoffen erfüllt, im Samen erhalten geblieben. Es bildet einen den Keim umschließenden Sack. Dieser Sack ist an seinem Mikropylende offen, und hier setzt das Wurzelende des Keims an die Reste des verdrängten Nucellus an. Der Keim läßt sich leicht aus dem der Länge nach aufgeschnittenen Samen herausnehmen. Er erscheint als eine, nach dem Kotyledonarende zu allmählich dicker werdende Walze. Infolge seiner Anfüllung mit Reservestoffen ist er weiß und undurchsichtig wie das Sameneiweiß. Wir stellen einen medianen Längsschnitt durch diesen Keim zwischen den Fingern her und legen ihn in mit etwas Alkohol verdünnte Karbolsäure ein. Das Bild wird sehr klar, so daß man jede Zellreihe verfolgen kann. Wir sehen (Fig. 104), daß die Kotyledonen (*c*) nicht ganz ein Drittel der ganzen Länge des Keims ausmachen; am Grunde zwischen ihnen ist der Vegetationskegel des Stengelchens zu sehen. Das Stengelchen (Cauliculus) selbst, das als hypokotyles Glied (*h*) oder Hypokotyl bezeichnet wird, setzt sich nach hinten, ohne scharfe Grenze, in das Würzelchen (Radicula) fort. Dieses ist vornehmlich nur durch einen Vegetationskegel vertreten, der sich uns deutlich im Innern des Keimkörpers als Pleromscheitel (*pl*) der Wurzel zu erkennen gibt, während die Zellreihen der Rinde des hypokotylen Glieds sich direkt in die parabolischen Schichten der Wurzelhaube (*cp*) fortsetzen, ein Verhalten, das bei allen Wurzeln der Gymnospermen wiederkehrt, insofern wir dort die Zellreihen der Rinde des Wurzelkörpers in die Zellschichten der Wurzelhaube direkt übergehen sehen. Die Wurzelhaube wird in der Längsachse von einer sich markierenden Säule (*cl*) tafelförmiger, in geraden Reihen angeordneter Zellen durchsetzt. Im hypokotylen Gliede beginnt sich bereits das Gewebe des Marks (*m*) zu sondern und in seinem Umkreis die gestreckten Zellen des Procambiumringes (*op*), in welchem die Gefäßbündel auftreten werden. Diese Zellen lassen sich bereits auch eine kurze Strecke weit in die median getroffenen Kotyledonen hinein verfolgen. — So sind in dem Embryo die wesentlichen Teile der zukünftigen Pflanze schon gelegt.

# XXVIII. Abschnitt.

## Androeceum der Angiospermen.

**Untersuchungsmaterial.**

Hemerocallis fulva, Blüten und Blütenknospen, letztere in allen Entwicklungszuständen frisch oder in Alkohol. An Stelle von Hemerocallis können Lilium-Arten, Funkia ovata, Agapanthus umbellatus, Iris-Arten, Tulipa oder Hyacinthus treten. — Tradescantia virginica, frische Blüten; oder Leucojum-Arten oder andere Liliifloren. — Oenothera biennis, frische Blüten; oder Epilobium, oder Fuchsia. — Althaea rosea, frische Blüten, oder eine andere Malvazee. — Frische männliche Blüten von einer Cucurbita. — Frische Blüten von Calluna vulgaris, Erika-, Azalea- oder Rhododendron-, eventuell auch Akazia-Arten. — Frische Blüten einer Lathyrus-Art.

**Einschlußmedien. Reagentien. Farbstoffe.**

Methylenblau. — Safranin. — Konzentrierte Schwefelsäure. — 25proz. Chromsäure. — Karbolsäure. — Chloralhydrat. — Nelkenöl. — Zitronenöl. — Methylgrün. — Essigsäure. — Zuckerlösungen.

Die sämtlichen Staubblätter einer angiospermen Blüte bilden das Androeceum. Jedes einzelne Staubblatt oder Staubgefäß (Stamen) besteht aus dem meist fadenförmigen Träger, dem Filament, und der Anthere. Letztere wird von zwei Längshälften gebildet, die durch den oberen Teil des Filaments, das sogenannte Konnektiv, getrennt werden. Es empfiehlt sich das Konnektiv mit zur Anthere zu rechnen. In das Gewebe jeder Antherenhälfte sind für gewöhnlich zwei Pollensäcke (Pollenfächer, Antherenfächer, Staubfächer) eingesenkt, die zusammen einen vorspringenden Wulst, die Theca bilden. Jeder Pollensack entspricht einem Mikrosporangium. Wir orientieren uns zunächst an dem Staubblatt irgend einer großblütigen Liliazee, beispielsweise der in den Gärten so allgemein kultivierten Hemerocallis fulva. Das gelb gefärbte Filament ist hier sehr lang, wird nach oben zu dünner und spitzt sich sehr stark an der Insertionsstelle der Anthere zu. Letztere ist braun, beweglich (versatil) am Filament befestigt. Das Konnektiv ist an der Außenfläche der Anthere als dünner Streifen zwischen den beiden Antherenhälften zu verfolgen. — Der reife Blütenstaub (Pollen), trocken auf dem Objektträger betrachtet, zeigt die Gestalt von Kaffeebohnen. Er erscheint gelb, mit netzförmigen Leisten auf der Oberfläche verziert. Lassen wir während der Beobachtung Wasser vom Deckglasrand aus zutreten, so sehen wir, daß jedes Pollenkorn, sobald es benetzt wird, seine Falte ausgleicht, sich an der entsprechenden Seite stark vorwölbt und die Gestalt eines einseitig abgeflachten Ellipsoids annimmt. Der vorgewölbte Membranteil ist ohne Leisten, erscheint weiß und gequollen. Die braune, netzartig verzierte Haut setzt meist mit scharfen Rändern gegen ihn ab. Die braune Haut ist die Außenhaut des Pollenkorns oder Exine, die gequollene weiße Haut ist die Innenhaut des Pollenkorns oder Intine. Beim Quellen des Pollenkorns ist die Exine an der eingefalteten Seite gesprengt worden, und die stark verdickte Intine trat hervor. An der entgegengesetzten Seite ist die Intine nur in Gestalt eines zarten Häutchens entwickelt. Den Schutz des Pollenkorns besorgt die Exine, welche das eingefaltete Pollenkorn vollständig deckt. — Zwischen den Pollenkörnern sieht man im Präparat orangerotes Öl verteilt; es haftet auch der Oberfläche der Körner an, ihnen

im trockenen Zustande die gelbe Färbung verleihend. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint grau, feinkörnig. Nach kurzer Zeit, während welcher das Pollenkorn sich fort und fort langsam vergrößert hatte, platzt es und entleert seinen Inhalt wurmförmig in das umgebende Wasser. In Zuckerlösung von hinreichender Konzentration runden sich die Körner ab, ohne zu platzen, und können unversehrt beobachtet werden. — Lassen wir konzentrierte Schwefelsäure auf die Pollenkörner einwirken, so wird die Intine sofort gelöst, die Exine widersteht: sie ist kutinisiert. Fügen wir den im Wasser befindlichen Pollenkörnern wässerige Methylenblaulösung hinzu, so nimmt die kutinisierte Exine eine matt grünblaue, die vorgequollene Intine eine leuchtend blaue, etwas in Violett spielende Färbung an. Wenden wir statt Methylenblau wässerige Safraninlösung an, so färbt sich die Exine kirschrot, die Intine orangerot. Die leuchtende Methylenblaufärbung, sowie die orangerote Safraninfärbung sind charakteristisch für Pektinverbindungen[1]). Letztere bilden die Hauptmasse der Intine[2]). Die Intine ist in diesem Falle so reich an Pektinverbindungen, daß sie auch mit Chlorzinkjodlösung nur die hellgelbe Pektinfärbung deutlichst angibt und allenfalls nur ihre innerste homogene Schicht undeutliche Zellulosefärbung verrät. Die Intine der Pollenkörner ist stets pektinhaltig, doch pflegt auch die Zellulosereaktion sonst leicht an ihr zu gelingen. Die Exine wird, wie stets kutinisierte Membranen, von der Chlorzinkjodlösung gelbbraun gefärbt. — Alkoholmaterial des Pollens von Hemerocallis fulva reagiert fast noch besser wie frisches. Das Öl fehlt in solchen Präparaten, da es durch den Alkohol entfernt wurde. In den äußeren Teilen der Intine treten dann bei Wasserzusatz senkrecht gegen die Oberfläche gerichtete Streifen besonders deutlich hervor. — Unter dem Einfluß von Schwefelsäure wird die Struktur der kutinisierten Teile der Exine noch schärfer. Bei starker Vergrößerung haben wir dann ein mäandrisches, zierliches Netzwerk vor Augen. Die gelben Ölmassen werden durch Schwefelsäure blau gefärbt und liegen als unregelmäßige Körper in den Maschen der Exine. Diese selbst ist gelb geworden; nach einigen Stunden wird sie rotbraun, während der hervorgetretene Inhalt des Pollenkorns sich gleichzeitig rosenrot färbt, ein Verhalten, welches protoplasmatische Substanzen bei Gegenwart von Zucker unter Einwirkung von Schwefelsäure zeigen. — In 25proz. Chromsäure werden die nicht kutinisierten Teile der Exine und der Inhalt der Pollenkörner rasch gelöst, die kutinisierten Teile widerstehen länger. Durch ihre relativ leichte Löslichkeit in Chromsäure weicht die Substanz der Exine von den verkorkten und kutinisierten Zellwänden ab, sie ist aber dem Suberin und Cutin nahe verwandt.

Wir führen nunmehr Querschnitte durch eine Blütenknospe, die etwa zwei Drittel ihrer definitiven Größe erreicht hat, aus. Mit Nadeln entfernen wir hierauf aus dem Präparat die Perigonblattquerschnitte. Ungeachtet wir eine so junge Blütenknospe zur Untersuchung wählten, finden wir doch alle Pollensäcke geöffnet. Ihr Öffnen erfolgt eben sehr leicht und wird beim Schneiden durch den Druck des Messers verursacht. Das nachstehende Bild (Fig. 105 *A*) soll zu unserer Orientierung dienen. Die Außenwände der Pollensäcke lösen sich von der die beiden Säcke in jeder Antherenhälfte trennenden Scheidewand (bei *f*)

1) Vgl. Mangin, Journal de Botanique, 1892, p. 240.
2) Vgl. Mangin, Bull. de la soc. bot. de France, 1889, p. 279.

ab, und verringern hierbei ihre Krümmung. Die beiden Antherenhälften werden durch das schmale, von einem Gefäßbündel (*f*) durchzogene Konnektiv verbunden. Betrachten wir den Querschnitt bei stärkerer Vergrößerung, so sehen wir zu äußerst an ihm eine mit violettem Zellsaft erfüllte, flachzellige Epidermis. Diese Epidermiszellen sind nach außen vorgewölbt. An der Trennungswand der Pollensäcke sinken sie rasch zu geringer Höhe hinab. Hier erfolgt die Ablösung von der Scheidewand. Auf der ganzen Oberfläche der Anthere sind Spaltöffnungen zerstreut. Eine kleine Atemhöhle liegt unter ihnen. Auf die Epidermis folgt in den Außenwänden der Pollensäcke eine Schicht relativ hoher, mit ringförmiger Verdickung versehener Zellen, die sogenannte fibröse Schicht. Die Ringe in diesen Zellen sind senkrecht zur Oberfläche gerichtet, sie gehen stellenweise in Schraubenwindungen über, anastomosieren außerdem vielfach netzförmig miteinander. Nach der Rückenfläche der Anthere verdoppelt sich die Schicht fibröser Zellen. Der übrige Körper der Anthere wird dort ebenfalls von den fibrösen Zellen aufgebaut. Nur die Zellen, welche das Gefäßbündel des Konnektivs umgeben, und jene (*p*), welche die Scheidewand zwischen den Pollensäcken bilden, sind ohne Verdickungsleisten. — Um Flächenschnitte durch die Antheren auszuführen, wählen wir wiederum bis auf zwei Drittel ausgewachsene Blütenknospen. Die Flächenschnitte zeigen uns, daß die Epidermiszellen an der Außenfläche der Pollensäcke longitudinal, die Zellen der fibrösen Schicht aber quer gestreckt sind. Nicht so im Konnektiv, wo die fibrösen Zellen sich mehr isodiametrisch zeigen. Die Verdickungsleisten an der Außenseite der fibrösen Zellen der Pollensäcke sind schwächer, ja oft kaum angedeutet. Häufig unterbleibt die Verdickung der Außenfläche der fibrösen Zellen an den Pollensäcken gänzlich, so daß ihre Verdickungleisten **U**-förmige, oder schemelförmige, nach außen offene Figuren darstellen. Diese Verdickungsart bedingt es, daß an den Pollensackwandungen reifer Antheren durch Wasserverlust ähnliche Vorgänge, wie in den Ringzellen der Farnsporangien (S. 179) ausgelöst werden und das Aufspringen der Pollensäcke veranlassen. Im Gegensatz zu dem hier geschilderten Verhalten fanden wir an den Pollensäcken der Kiefer die Epidermis mit den

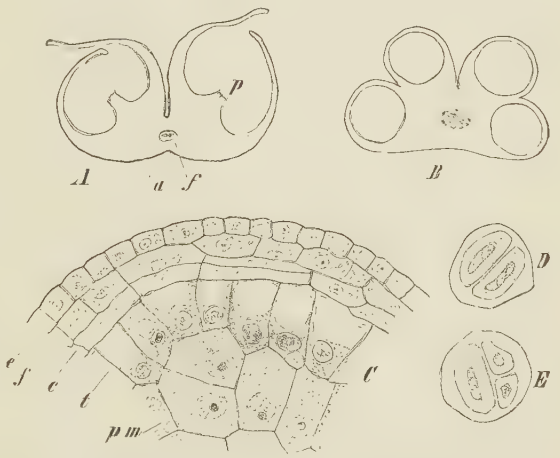



Fig. 105. Hemerocallis fulva. *A* Querschnitt durch eine fast reife Anthere mit durch den Schnitt geöffneten Pollensäcken; *p* die Scheidewand zwischen den Pollensäcken, *f* Gefäßbündel des Konnektivs, *a* Furche am Konnektiv. Vergr. 14. *B* Querschnitt durch eine junge Anthere. Vergr. 28. *C* Teil des vorhergehenden Querschnittes an der Außenseite eines Pollensackes; *e* Epidermis, *f* die spätere Faserschicht, *c* die zu verdrängende Schicht, *t* die sich später auflösende Tapetenschicht, *pm* Pollenmutterzellen. Vergr. 240. *D* und *E* geteilte Pollenmutterzellen. Vergr. 240mal.

charakteristischen Verdickungsleisten einer fibrösen Schicht ausgestattet. So verhalten sich auch die Sporangienwände der Lykopodiazeen. Dann ist es dementsprechend die Epidermis, der die mechanische Aufgabe der Öffnung des Behälters zufällt. — Um die Pollensäcke an unseren Querschnitten von Hemerocallis in geschlossenem Zustande zu sehen, greifen wir so lange auf immer jüngere Blütenknospen zurück, als dies nötig erscheint (Fig. 105 *B*). An Querschnitten durch etwa 6—7 *mm* hohe Blütenknospen, zeigen uns die Wände der Pollensäcke außer der Epidermis (*C*, *e*) zwei bis drei Schichten flacher (*f*, *c*) und eine Schicht radial gestreckter Zellen (*t*). Letztere umgeben den ganzen Pollensack. Dieser selbst wird von den polygonalen, noch zusammenhängenden Pollenmutterzellen erfüllt. — Schneiden wir durch etwa 1 *cm* hohe Blütenknospen, so finden wir die Pollenmutterzellen eventuell schon isoliert und in Teilung begriffen. Diese Pollenmutterzellen sind an ihrer weißen, dicken, stark lichtbrechenden Wand kenntlich; ihr Inhalt ist in zwei (*D*) oder bereits in vier Zellen geteilt, die in einer oder in zwei (*E*) sich kreuzenden Ebenen liegen. Es werden somit die Pollenkörner wie die Sporen der Bryophyten und Pteridophyten durch Vierteilung innerhalb ihrer Mutterzelle erzeugt. Der Pollensack wird von „Tapetenzellen" umkleidet, die mit gelbbraunem Inhalt erfüllt sind. Diese gingen aus der innersten, den Sack auskleidenden Zellschicht (*t*) hervor. In nächst älteren Blütenknospen haben sich die Pollenmutterzellhäute aufgelöst, die jungen Pollenkörner liegen frei; die Tapetenzellen haben ihre Selbstständigkeit größtenteils aufgegeben, ihr Inhalt ist zwischen die jungen Pollenkörner gedrungen. Die unter der Epidermis gelegene Schicht flacher Zellen (*f*) ist stark gewachsen und bildet die Faserschicht, während die nächst innere Schicht zerquetscht und desorganisiert wurde. Schließlich nimmt, wie noch ältere Knospen zeigen, der noch unverbrauchte Teil der Tapetenzellen, besonders an der Wandung der Säcke, eine intensiv gelbbraune Färbung, fettglänzendes Aussehen an und bildet so die ölige Substanz, die zwischen den Pollenkörnern verteilt ist und an ihnen haftet.

Wie Hemerocallis verhalten sich die Lilium-Arten. Die Differenzierungsvorgänge in den Antheren spielen sich hier aber später ab. In zwei Zentimeter hohen Blütenknospen von Lilium candidum, croceum und anderen, beginnen sich die Pollenmutterzellen erst zu teilen. Auf Querschnitten durch frische Blütenknospen fallen die großen Tapetenzellen durch die gelbbraune Färbung ihres Inhalts sehr auf. Die hypodermalen, sowie alle anderen, später mit Verdickungsleisten zu versehenden Zellen sind dicht mit Stärkekörnern angefüllt.

Funkia ovata gibt ebenfalls ein sehr günstiges Untersuchungsobjekt ab und verhält sich wie Hemerocallis und Lilium, so auch Agapanthus umbellatus, Iris-Arten u. a. m. Tulipa und Hyacinthus orientalis sind ebenfalls gut zu brauchen. Bei Tulipa spitzt sich das Filament unter der Anthere so stark zu, daß letztere drehbar wird; bei Hyacinthus sind die Antheren fast sitzend auf dem Perigon.

Weniger gut läßt sich Tradescantia virginica schneiden; wir untersuchen daher nur ihre Pollenkörner. Staubblätter aus einer dem Aufblühen nahen Knospe zeigen uns schön schwefelgelbe Antheren an violetten, mit violetten Haaren (S. 32) besetzten Filamenten befestigt. Die trockenen Pollenkörner sind einseitig zusammengefaltet (Fig. 106 *A*). Im Wasser gleicht sich die Falte aus, und die Körner werden fast ellipsoidisch, doch an der der Falte entsprechenden Seite stärker

vorgewölbt. Ihre Exine ist fein mäandrisch verziert; auch die eingefaltete Seite zeigt diese Struktur, doch ist dort die Exine schwächer ausgebildet. In dem feinkörnigen Inhalte sind zwei hellere, homogen erscheinende Flecke (*C*) zu unterscheiden. Es sind das die beiden Zellkerne, von denen der eine, der vegetative, elliptisch ist, der andere, der generative, langgestreckt und gekrümmt sich zeigt und die generative Zelle fast ausfüllt. Der übrige Inhalt des Pollenkorns ist ziemlich gleichmäßig feinkörnig. Die Pollenkörner fangen nach einiger Zeit zu platzen an, wobei die Kerne zugleich mit dem Inhalt herausgepreßt werden. Sehr schön kann man beide Kerne sehen, wenn man die Pollenkörner in einem Tropfen Essigsäure-Methylgrün zerdrückt. Der generative Zellkern tingiert sich dabei stärker und streckt sich bei seinem Austritt oft noch bedeutender in die Länge. Bringt man die Pollenkörner in das genannte Reagens, ohne sie zu zerdrücken, so zeigen sich die Kerne in ihrer natürlichen Lage innerhalb des Korns, und zwar der wurmförmige sehr stark, der elliptische wiederum etwas schwächer gefärbt. Die übrigen Teile des Pollenkorns bleiben gleichzeitig ungefärbt. — Werden die Pollenkörner in Wasser mit einem Tropfen Jodjodkaliumlösung versetzt, so sieht man, nach Zerdrücken der Körner, im hervorgetretenen, gelbbraun tingierten Inhalte zahlreiche kleine, blau gefärbte Stärkekörnchen. — Gehen wir auf die jüngeren Blüten zurück, nehmen aus 6 *mm* großen Blütenknospen die Anthere heraus und zerdrücken sie in Wasser, so werden wir zum Teil auf Pollenkörner mit einem Zellkern stoßen (Fig. 106 *B*), zum Teil auf solche wie Fig. 106 *C*, wo zwei Zellkerne dicht aneinander liegen. Diese beiden Kerne sind aber durch eine uhrglasförmig gekrümmte, äußerst zarte Scheidewand voneinander getrennt. So wird eine kleine flache, im Grundriß fast kreisförmig umschriebene Zelle, die den einen Zellkern samt ein wenig Cytoplasma umschließt, von der großen Pollenzelle abgegrenzt. Sie liegt stets an der flacheren, der späteren Falte entgegengesetzten Seite des Pollenkorns. In etwas älteren Blütenknospen kann man sehen, daß sich diese Zelle von der Wand des Pollenkorns getrennt hat und frei im Inhalt des Korns liegt. Sie hat sich in die Länge gestreckt, entsprechend verschmälert und zugleich an beiden Enden zugespitzt. Diese Zelle ist es, die später die Befruchtung vollzieht, und zwar nachdem sie zuvor im Pollenschlauch eine Zweiteilung erfahren hat. — Der Tinktionsunterschied zwischen dem generativen und dem vegetativen Zellkern pflegt in anderen Fällen noch auffallender als bei Tradescantia zu sein. — Leucojum-Arten und viele andere Liliifloren verhalten sich im wesentlichen so wie Tradescantia.

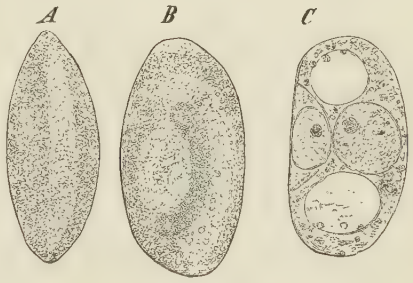


Fig. 106. Tradescantia virginica. *A* Pollenkorn trocken, *B* in Wasser, *C* junges Pollenkorn in Wasser, die vegetative Zelle zeigend. Vergr. 540mal.

Öffnet man eine zum Aufblühen reife Knospe von Oenothera biennis, so findet man, daß die Antheren bereits aufgesprungen sind und ihren Pollen entlassen haben. Letzterer wird durch viszinartige Fäden zwischen den Antheren festgehalten. Streicht man solche Fäden auf einen Objektträger, so erscheinen sie unter dem Mikroskop als

äußerst zarte, zum Teil gerade gespannte, zum Teil wellig verschlungene Stränge. Die Pollenkörner sind im trockenen Zustande undurchsichtig, doch fällt ihre dreieckige Gestalt sofort auf. In Wasser, bei stärkerer Vergrößerung, zeigen sie sich als abgeflachte, gleichzeitig dreieckige Körper mit warzenförmig vorspringenden Ecken. Am Grunde jeder dieser Warzen ist eine innere ringförmige Verdickung der Pollenhaut zu sehen. Der Inhalt der Pollenkörner erscheint feinkörnig; die beiden Zellkerne sind in dem Inhalte des reifen Korns nur äußerst schwer nachzuweisen. In Schwefelsäure nimmt die Exine des Pollenkorns eine rotbraune Färbung an. Dabei hebt sich an ihr eine äußere, dünne, gelb gefärbte Schicht, Falten bildend, von einer inneren, dickeren, rotbraunen ab. Beide Schichten vereinigen sich in den farblos bleibenden Wänden der Warzen. Von den Seitenwänden dieser Warzen springen feine Zähne nach innen vor. Die Scheitelfläche der Warzen wird durch die Schwefelsäure aufgelöst. Die feinen, die Pollenkörner verbindenden Fäden widerstehen dem Wasser, der Schwefelsäure und der Kalilauge und sind auch in Alkohol unlöslich. Werden die Körner mit 25 proz. Chromsäure behandelt, so löst sich alsbald ihre Haut, und zwar die stark kutinisierten Teile etwas früher als die nicht oder nur schwach kutinisierten. Weiterhin werden auch diese gelöst und schließlich auch die Viszinfäden zwischen den Körnern. Von der Narbe einer älteren Blüte lassen sich Pollenkörner abheben, die bereits Schläuche getrieben haben. Auch hier ist es eine innere farblose, den Inhalt des Pollenkorns umgebende Intine, welche zum Pollenschlauch durch die Warze auswächst. Die Schlauchbildung erfolgt gewöhnlich nur aus einer Warze, oder es wächst doch nur einer der angelegten Schläuche weiter. — Statt Oenothera kann auch ein Epilobium oder eine Fuchsia zur Untersuchung dienen.

Wir wollen uns noch einige andere, besonders charakteristisch gestaltete Pollenkörner ansehen. Durch auffallend große Pollenkörner sind Malvazeen ausgezeichnet; wir wählen den Pollen von Althaea rosea zur Untersuchung aus. Im Wasser erscheinen diese Pollenkörner kugelrund, undurchsichtig, mit farblosen Stacheln besetzt. Sie werden sehr schön durchsichtig in Karbolsäure und in Chloralhydrat, weit weniger durchsichtig in Nelkenöl, noch weniger in Zitronenöl, alles Mittel, welche man in solchen Fällen zum Durchsichtigmachen der Objekte verwendet. Am besten wirkt hier die Karbolsäure, so daß wir uns an sie halten wollen. Die Oberflächenansicht des Pollenkorns zeigt uns, daß die farblose Exine in annähernd gleichen Abständen mit großen, spitzen Stacheln besetzt ist. Zwischen diesen großen Stacheln sind andere, stumpfe, kurze, von wechselnder Dicke eingestreut. Regelmäßig verteilte kreisrunde, rosa erscheinende Öffnungen durchsetzen die Exine. Ihre Grundfläche ist fein punktiert. Der Inhalt des Pollenkorns erscheint gleichmäßig feinkörnig; die Zellkerne sind sehr schwer nachzuweisen. Der optische Durchschnitt des Korns läßt die Gestalt der großen und kleinen Stacheln und die der Exine durchsetzenden Kanäle leicht erkennen. Eine äußerst zarte Intine ist um den Inhalt zu verfolgen; sie wölbt sich ein wenig papillenartig in die Austrittsstellen der Exine vor. In konzentrierter Schwefelsäure wird die Exine alsbald rotbraun gefärbt und zeigt dann ihren Bau sehr deutlich. — Wie die Pollenkörner von Althaea verhalten sich auch jene der meisten anderen Malvazeen. Bei Malva crispa, einer häufig kultivierten Art, zum Beispiel, sind die Pollenkörner ganz ebenso wie bei Althaea

gestaltet, nur daß die Stacheln der Pollenhaut sich alle gleichen; zwischen den Stacheln liegen die Austrittsstellen verteilt; die Haut erscheint außerdem fein punktiert.

Die großen Pollenkörner der Cucurbita-Arten haben sich von jeher der besonderen Berücksichtigung erfreut, wegen der Deckel, welche die Austrittsstelle der Exine schließen. In Wasser treten gelbe Öltröpfchen, aus der Oberfläche der Exine hervor; die Körner entleeren alsbald ihren Inhalt, und der Bau der Haut wird dann deutlich. Die Exine ist mit regelmäßig verteilten, großen, und zwischen diesen mit sehr zahlreichen kleinen Stacheln besetzt. Die Austrittsstellen sind rund, die Deckel durch die papillenartig vorgewölbte Intine einseitig oder vollständig emporgehoben. Diese Deckel haben den Bau der angrenzenden Exine und tragen einen oder einige Stacheln. Sehr gute Bilder erhält man in Zitronenöl, wenig brauchbare in Nelkenöl. Andererseits sind die Bilder in Chloralhydrat jenen in Karbolsäure vorzuziehen. In einem Worte: für jedes einzelne Objekt ist das günstigste Aufhellungsmittel durch Versuche zu ermitteln. An den Zitronenöl- und Chloralhydrat-Präparaten stellen wir auf optischen Durchschnitten die Lage der Deckel innerhalb der Exine fest, in welcher sie sich mit nach innen zu etwas erweitertem Grunde eingekeilt finden. Unter dem Deckel ist die Anschwellung der Intine zu sehen. In Schwefelsäure werden die Öltropfen an der Exine blau. Die Exine bräunt sich langsam. Die Deckel werden durch den hervorquellenden Inhalt abgestoßen. In 25proz. Chromsäure wird alsbald die ganze Pollenhaut gelöst; die Intine widersteht etwas länger und ist im Augenblick, wo die Exine schwindet, als stark geschwollene, homogene Haut zu verfolgen. Das Pollenkorn hat sich zuvor entleert, wodurch die Beobachtung der Intine noch wesentlich erleichtert wird. In der Schwefelsäure ist hingegen die Intine sofort gelöst worden, die Exine bleibt erhalten. Der hervorgetretene Inhalt des Pollenkorns färbt sich wie in anderen Fällen allmählich rosenrot.

Von zusammengesetzten Pollenkörnern, die sowohl bei Monokotyledonen wie bei Dikotyledonen vorkommen, sehen wir uns zunächst jene von Calluna vulgaris an. Die Körner sind zu je vier vereinigt und meist tetraedrisch gruppiert. Die Pollenhaut zeigt nur schwache Erhabenheiten und meist drei Austrittsstellen an jedem Korn. — Wie Calluna verhalten sich im wesentlichen die Erika-, Azalea- und Rhododendron-Arten. — Bei Acacia-Arten, ja überhaupt bei Mimosen, bilden die Pollenkörner Gruppen von 4, 8, 12 und 16, selbst von noch mehr Zellen, können aber auch als einzelne Zellen auftreten.

In einer 3- bis 30proz. Zuckerlösung, der 1,5proz. Gelatine zugesetzt wurde, treiben die meisten Pollenkörner Schläuche, in welchen Protoplasmaströmung schon zu sehen ist. Sicher und rasch erfolgt die Schlauchbildung in 3proz. Zuckerlösung mit 1,5proz. Gelatine bei Alliumarten, in 5proz. Zuckerlösung mit 1,5proz. Gelatine bei Paeonia und auch bei Tradescantia, wenn die Pollenkörner frisch geöffneten Blüten entnommen werden. Das günstigste derartige Objekt bietet vielleicht der Pollen der Lathyrus-Arten, den man in 15proz. Zuckerlösung mit 1,5proz. Gelatine kultivieren muß. Die Zuckergelatinelösungen sind frisch darzustellen. Eine Anzahl von Pollenkörnern kann auch in reinem Wasser, ohne zu platzen, in Schlauchbildung eintreten, so die Pollenkörner von Nikotianen, Galeobdolon luteum, Lysimachia Nummularia, Agapanthus. — Die Aussaat wird in allen Fällen in einem

hängenden Tropfen in der feuchten Kammer (S. 151) auszuführen sein. In den Pollenschlauch tritt der vegetative Kern und auch die von der Pollenwandung abgelöste generative Zelle ein. Letztere erfährt nach einiger Zeit eine Zweiteilung, so daß mit denselben Mitteln, die wir zum Nachweis der Kerne in der Pollenzelle anwandten (S. 195), wir dann in der Pollenschlauchspitze das Vorhandensein des vegetativen Kerns und zweier generativer Zellen mit ihren Zellkernen feststellen können. Der vegetative Kern pflegt alsbald inhaltsarm zu werden und Anzeigen von Degeneration zu zeigen.

# XXIX. Abschnitt.

## Gynaeceum des Angiospermen.

### Untersuchungsmaterial.

Delphinium Ajacis im Verblühen, frisch oder in Alkohol — Blüten der Tulpe oder Hyazinthe, oder Lilie, oder Hemerocallis, oder Yucca, frisch oder in Alkohol. — Aconitum Napellus im Verblühen, frisch oder in Alkohol. — Monotropa Hypopitys, im Verblühen, womöglich frisch. — Orchis-Arten mit anschwellendem Fruchtknoten, ein bis zwei Wochen nach der Bestäubung, frisch. — Gloxinia hybrida, frische Blüten. — Torenia asiatica, unbestäubte und vor 36 Stunden bestäubte Blüten, frisch.

### Reagentien.

Kalilauge. — Zuckerlösungen.

Wir orientieren uns zunächst ganz allgemein über den Bau des Fruchtknotens. Zu diesem Zwecke eignet sich sehr gut eine Ranunkulazee, zum Beispiel Delphinium Ajacis, der Gartenrittersporn. Wir wählen eine alte Blüte, von der die Blumenblätter und Staubgefäße sich leicht entfernen lassen, und betrachten die in zentraler Lage stehen gebliebenen drei Stempel oder Pistille. Wir unterscheiden an ihnen den unteren, grünen, angeschwollenen Teil: den Fruchtknoten (Germen, Ovarium), von dem schmalen, hier rosa gefärbten Teile, in den sich der Fruchtknoten verengt: dem Griffel (Stylus). Letzterer endet mit der Narbe (Stigma), die in diesem Falle nicht besonders von ihm abgesetzt erscheint. — Wir stellen nunmehr Querschnitte, und zwar zugleich durch alle drei Fruchtknoten her, und betrachten sie bei schwacher Vergrößerung, eventuell unter Zusatz von ein wenig Kalilauge. Der Querschnitt (Fig. 107) zeigt uns in jedem Fruchtknoten nur eine einzige Höhle. Augenscheinlich rührt er von je einem Fruchtblatt oder Karpellblatt her, das sich nach innen zusammengelegt hat und dessen Ränder verwachsen sind. Auf diese Entstehung deutet noch die „Bauchnaht“ hin, die wir in der Mediane des Fruchtknotens an seiner nach der Mitte der Blüte zugekehrten Kante finden. Ein solcher von einem einzigen Fruchtblatte gebildeter Fruchtknoten ist ein monomerer. Wenn eine größere Anzahl monomerer Fruchtknoten sich in einer Blüte vereinigt zeigt, so wie das in unserem Beispiele der Fall ist, so gilt die Blüte als polykarpisch. Die Fruchtknoten sind bei Delphinium bis auf ihren Grund frei und nur mit ihrer Basis dem „Blütenboden“ inseriert; sie heißen daher oberständig. Der ganze weibliche Geschlechtsapparat der Blüte, er mag aus einem oder aus zahl-

reichen Stempeln bestehen, wird aber als Gynaeceum bezeichnet. — Unsere Querschnitte zeigen an der Bauchseite eines jeden Fruchtknotens eine Furche, in welche wir, bei stärkerer Vergrößerung, die Epidermis der Außenseite verfolgen können. Sie durchquert an dieser Stelle die ganze Dicke der Wand, um sich in die Epidermis der Fruchtknotenhöhle fortzusetzen. Interessant ist es, daß auch die Epidermis Spaltöffnungen in der Fruchtknotenhöhle führt. — Die Fruchtknotenwandung wird von einer Anzahl Gefäßbündel durchzogen, von denen die meisten sich an der Rückenseite, einige nahe den Rändern des Fruchtblattes an der Bauchseite halten. Die Ränder des Fruchtblattes sind ein wenig angeschwollen und bilden die nach der Fruchtknotenhöhle zu vorspringenden Plazenten (*p*). Von diesen gehen die Samenanlagen (*s*) aus, und zwar der Zahl der Plazenten entsprechend, in zwei Reihen. Mit den Samenanlagen wollen wir uns später beschäftigen und heben zu diesem Zwecke unsere Präparate auf.

Der Fruchtknoten der Liliazeen ist dreifächerig; wir wählen die Tulpe, Hyazinthe, eine Lilie oder Hemerocallis oder Yucca mit dem gleichen Erfolg zur Untersuchung. Bei der Tulpe sind die drei Narbenlappen sitzend auf dem Fruchtknoten, ohne Griffel. Bei Hyacinthus ist der Griffel kurz, die Narbe klein, schwach dreiteilig; bei Lilium der Griffel lang, die Narbe dreiteilig; bei Hemerocallis der Griffel sehr lang, mit ebenfalls dreiteiliger, doch sehr kleiner Narbe; bei Yucca der Griffel schwach entwickelt mit dreiteiliger Narbe. — Querschnitte zeigen uns den dreifächerigen Fruchtknoten von drei geschlossenen, miteinander verwachsenen Fruchtblättern gebildet. Es läßt sich weder seitwärts, noch nach der Mitte zu eine Grenze zwischen den Geweben der einzelnen Fruchtblätter erkennen, und eine einzige fortlaufende Epidermis deckt das ganze Gebilde von außen. Drei Fruchtblätter bilden hier somit einen polymeren, dreifächerigen Fruchtknoten. Jedes der drei zu diesem dreifächerigen Fruchtknoten vereinigten Fruchtblätter trägt an seinen beiden Rändern Samenanlagen, die Plazenten liegen hier demgemäß in den inneren Winkeln der Fruchtknotenfächer, die Plazentation ist wie bei Delphinium eine randständige. Da die Winkel der Fächer, denen die Samenanlagen entspringen, eine mittlere Lage haben, so wird diese Plazentation auch als zentrale bezeichnet. Querschnitte durch den Griffel von Hemerocallis führen uns in diesem einen mittleren, dreieckigen Gang, den „Staubweg", vor. Drei Gefäßbündel sind nach den drei Kanten des Staubwegs verteilt. Ein Längsschnitt durch den Scheitel des Griffels und somit auch durch die Narbe zeigt uns an der Oberfläche der letzteren lange Papillen. Diese kommen den Narbenflächen solcher Gewächse deren Bestäubung durch Insekten vermittelt wird, allgemein zu. Die Cuticula dieser Papillen bei Hemerocallis wird durch Schleimbildung emporgehoben. Das geschieht in Richtung einer Schraubenlinie, entsprechend der Streifung, welche die Cuticula zeigt. Zuletzt findet ihre völlige Ablösung von den inneren Membranschichten, eventuell auch Abstoßung von der Papille statt. — Die anderen Liliazeen führen uns ebenfalls einen hohlen Griffel vor; sonst ist der Griffel

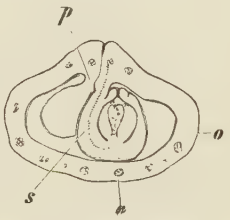


Fig. 107. Delphinium Ajacis. Querschnitt durch einen Fruchtknoten. *o* Fruchtknotenwand, *v* Gefäßbündel in derselben, *p* Placenta, *s* Samenanlage. Vergrößerung 18mal.

meist solid, doch von leicht aus dem seitlichen Verbande tretenden, oder mit gequollenen Seitenwänden versehenen Zellen erfüllt, zwischen welchen die Pollenschläuche unschwer abwärts wachsen können.

Wir haben oberständige Fruchtknoten betrachtet; nicht wesentlich anders sehen Querschnitte durch unterständige Fruchtknoten aus, von deren Untersuchung wir daher absehen wollen.

Hingegen müssen wir uns jetzt mit dem Bau der Samenanlagen bekannt machen und gleichzeitig versuchen, die Befruchtungsvorgänge bei Angiospermen zu sehen. Um die einzelnen Teile der Samenknospe kennen zu lernen, führen wir zunächst Querschnitte durch die Fruchtknoten von Aconitum Napellus oder einer anderen Aconitum-Art aus. Wir wählen eine im Verblühen befindliche Blüte, streifen die übrigen Blütenteile ab und schneiden nun gleichzeitig durch die drei Fruchtknoten. Zu beachten ist, daß die Schnitte wirklich rechtwinkelig die Längsachsen der einzelnen Fruchtknoten treffen. Die Zahl der Schnitte muß eine recht große sein, da es der Zufall nur fügen kann, daß wir eine Samenanlage richtig treffen. Wir durchmustern die Schnitte und suchen uns die entsprechenden aus. Wir können, falls der Schnitt nicht zart genug ist, mit ein wenig Kalilauge nachhelfen. Ist eine Samenanlage median getroffen, dann sieht sie wie das nebenstehende Bild (Fig. 108) aus. Der Fruchtknoten ist monomer, die Samenanlage entspringt einer randständigen Plazenta. Sie ist an ihr mit einem Stielchen, Funiculus (*f*), befestigt, dessen freier Teil nur sehr geringe Länge besitzt, das im übrigen mit dem Körper der Samenanlage sich verwachsen zeigt, an ihm die sogenannte Samennaht, Raphe (*r*) bildend. An dem Körper der Samenanlage unterscheiden wir vor allem die innere kegelförmige Gewebemasse als Knospenkern, Nucellus (*n*). Der Nucellus entspricht dem Makrosporangium der Gefäßkryptogamen. Er wird umhüllt von zwei Integumenten, einem inneren (*ii*) und einem äußeren (*ie*). Das innere ist allseitig bis an die Basis des Nucellus entwickelt, das äußere fehlt an der Funikularseite, wo es beiderseits an den Funiculus ansetzt. Das innere Integument läßt zwischen seinen oberen Rändern einen engen Kanal frei, der bis auf den Nucellus reicht, die Mikropyle (*m*). Der Funiculus wird von einem aus der Plazenta stammenden Gefäßbündel durchzogen, das in manchen, doch nicht in allen Fällen, bis unter die Basis des Nucellus zu verfolgen ist. Das an der Basis des Nucellus gelegene, hier durch eine hellere Färbung ausgezeichnete Gewebe wird als Knospengrund (Chalaza) (*ch*) bezeichnet. In der Längsachse des Nucellus zeichnet sich eine größere, einen Hohlraum bildende Zelle aus, es ist das der Embryosack (*e*). An seinem Grunde bemerkt man einige kugelige Zellen, die bei Aconitum (den Ranunkulazeen überhaupt) sehr stark entwickelten Gegenfüßlerinnen

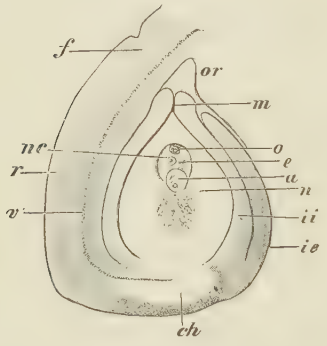



Fig. 108. Aconitum Napellus; medianer Längsschnitt einer Samenanlage. *f* Funiculus, *r* Raphe, *v* Gefäßbündel des Funiculus, *ie* äußeres Integument, *ii* inneres Integument, *n* Nucellus, *ch* Chalaza, *e* Embryosack, *a* Gegenfüßlerinnen, *o* das Ei, *nc* Kern des Embryosackes, *m* Mikropyle, *or* Fruchtknotenwandung. Vergr. 53 mal.

(Antipoden) (*a*). In besonders günstigen Fällen kann man feststellen, daß sie in Dreizahl vorhanden sind. Im Scheitel des Embryosacks sieht man wohl auch eine kleine Zelle, die aber nur auf rein medianen Schnitten sich nachweisen läßt: das Ei (*o*). Die ganze Samenanlage ist als anatrope, das heißt rückläufige zu bezeichnen, weil der Körper der Samenanlage nicht die gerade Fortsetzung des Funiculus bildet, sondern an ihm umgelegt erscheint, mit ihm einseitig verwachsen ist und seine Mikropyle der Basis des Funiculus zukehrt. Diese Form der Samenanlage herrscht bei weitem bei den Angiospermen vor. Vergleichen wir jetzt unser Präparat von Delphinium (Fig. 107) mit jenem von Aconitum (Fig. 108), so sehen wir, daß der Bau der Fruchtknoten und Samenanlagen in beiden Fällen fast identisch ist; der Unterschied besteht nur darin, daß beim Delphinium die beiden Integumente der Samenanlage miteinander verschmolzen sind.

Wir können auch, um Schnitte durch die Samenanlagen von Aconitum zu erlangen, letztere aus dem Fruchtknoten befreien und einzeln zwischen Daumen und Zeigefinger, nach der uns bereits bekannten Methode (S. 110), schneiden. Ist die Samenanlage richtig zwischen den Fingern orientiert worden, so gelangen wir auf diesem Wege sogar schneller zu rein medianen Ansichten.

Jetzt nehmen wir das Studium des Embryosackinnern vor. Das beste Objekt hierfür ist Monotropa Hypopitys, der gemeine Fichtenspargel. Die blaßgelbe Pflanze trifft man, namentlich in Kieferwäldern, nicht selten an. In manchen Gegenden ist sie sehr verbreitet und für die sonst schwierige Untersuchung des Embryosacks so günstig, daß wir keine Mühe scheuen sollten, um die Pflanze zu erlangen. Sie blüht im Juni und Juli und sollte nur frisch untersucht werden. Sieht man sich gezwungen, sie in Alkohol für später einzulegen, so versetze man diesen mit Schwefeldioxyd, da in reinem Alkohol das Objekt dunkelbraun wird. Man leitet zu diesem Zwecke Schwefeldioxydgas in Alkohol ein. Die ganze Operation nimmt nur eine Minute in Anspruch, wenn man $Na_2SO_3$ in einem Gefäß mit etwa 80proz. $H_2SO_4$ übergießt und das sich entwickelnde Gas in den Alkohol einführt: auf je 100 *g* Alkohol etwa $^1/_2$ *g* $Na_2SO_3$ [1]). Die Pflanze hat etwa 24 Stunden in diesem Alkohol zu verweilen und wird dann in reinen Alkohol übergeführt. — Die frischen Pflanzen können übrigens längere Zeit gesund in einem Wasserglase ausharren. Ähnlich wie Monotropa verhalten sich die Pyrola-Arten, doch sind die Samenanlagen kleiner. — Der Querschnitt durch den unteren Teil des oberständigen Fruchtknotens von Monotropa zeigt ihn vierfächerig. Die Plazenten sind stark angeschwollen und tragen an ihrer Oberfläche sehr zahlreiche, schmale, dicht aneinander gereihte Samenanlagen. Die beiden Plazentenhälften in jedem Fache sind eine Strecke weit durch eine radiale Trennungslinie gesondert. In dem oberen Teile des Fruchtknotens reichen diese Trennungslinien bis zur Mitte und stoßen hier aufeinander. Wir sehen nun vier starke, der Mitte je einer Scheidewand aufsitzende Plazentenpaare, die zwei benachbarten Fächern angehören; die Paare sind leicht mit den Nadeln voneinander zu trennen. Die Samenanlagen für die Untersuchung gewinnen wir, indem wir einen Teil der Fruchtknotenwand mit der Pinzette abheben und von einer nunmehr freigelegten Plazenta die Samenanlagen mit der Nadel abstreifen. Wir bringen sie in reines Wasser oder 3proz.

1) Overton, Zeitschr. für wiss. Mikroskopie, Bd. VII, 1890, S. 9.

Zuckerlösung, in der sich die Samenanlagen länger halten. Entnehmen wir das genannte Material einer älteren Blüte, in der die Staubblätter bereits entleert sind, so finden wir zum Teil reife, noch nicht befruchtete, zum Teil bereits befruchtete Samenanlagen. Zwischen diesen treffen wir vielfach auf Pollenschlauchstücke. Die empfängnisreife Samenanlage hat das Aussehen der umstehenden Fig. 109*A*. Sie ist durchscheinend und kann somit ohne weiteres untersucht werden. Ausgeprägt anatrop, besitzt sie nur ein Integument (*i*). Ihr ganzes Innere wird vom Embryosack erfüllt; wir vermissen den Nucellus, der durch den wachsenden Embryosack zuvor schon verdrängt worden ist. Den Scheitel des Embryosacks nehmen, wie wir das jetzt deutlich feststellen können, drei

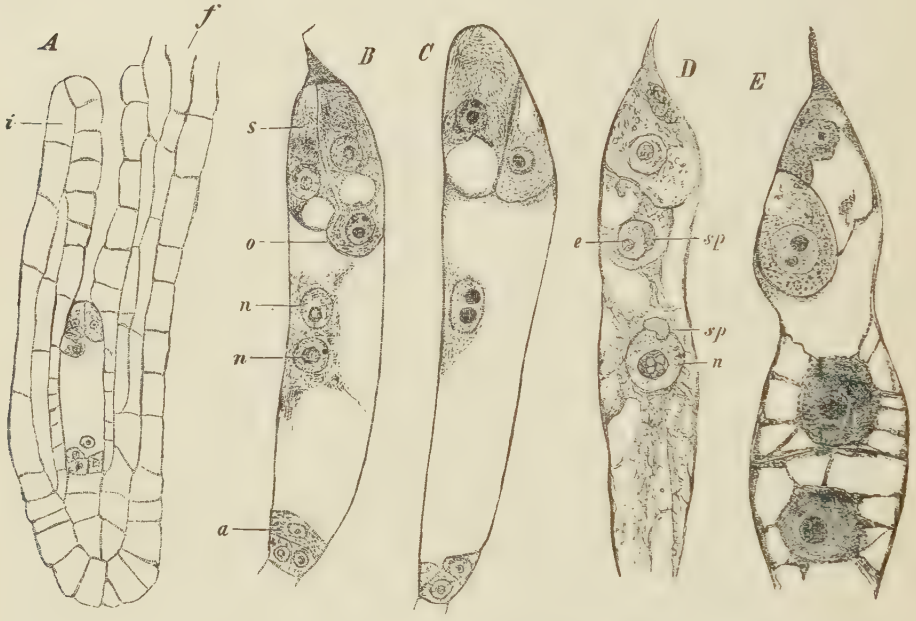



Fig. 109. Monotropa Hypopitys. *A* eine ganze Samenanlage, an derselben *f* der Funiculus, *i* das Integument. *B und C* die Embryosäcke, und zwar in denselben *s* die Synergiden, *o* das Ei, *n* Embryosackkerne, *a* Antipoden. *D* und *E* obere Teile des Embryosackes, in *D*, *e* Eikern, *n* sekundärer Embryosackkern, *sp* Spermakerne, in *E* die erste Teilung für Endospermbildung. *A* 240, *B* bis *E* 600mal vergrößert.

Zellen ein. Diese drei Zellen bilden den Eiapparat. Sie sind nicht gleichwertig. Die beiden oberen stellen die Gehilfinnen oder Synergiden (Fig. 109*B s*), die tiefer inserierte das Ei (*o*) vor. Die Synergiden bergen im unteren Teile eine Vakuole, sind höher hinauf mit Protoplasma erfüllt und enthalten dort auch den Zellkern. Das Ei führt umgekehrt das Zellumen oben, unten die Hauptmasse des Zellplasma und den Zellkern. Nicht immer sieht man beide Synergiden, die eine kann die andere decken (Fig. 109*C*). Im Grunde des Embryosacks erkennt man meist unschwer die Gegenfüßlerinnen und zählt ab, daß sie auch in Dreizahl vertreten sind. Im Innern des Embryosacks findet man meist nur einen Zellkern mit nur einem Kernkörperchen (Fig. 109*A*), doch in anderen Fällen sind zwei Zellkerne (*B*), oder ein Zellkern mit zwei

Kernkörperchen (*C*), vorhanden, und wir entnehmen hieraus, daß der schließlich nur in Einzahl vorhandene Zellkern aus der Verschmelzung von zweien hervorging. Man bezeichnet ihn daher als sekundären Embryosackkern. Samenanlagen, deren Befruchtung bereits begonnen hat, erkennen wir an dem veränderten Aussehen der Synergiden. Denn letztere erscheinen jetzt stark lichtbrechend, und zwar sind sie beide, oder nur eine von ihnen, in dieser Weise verändert. Dann ist auch sicher ein Pollenschlauch bis zum Embryosack vorgedrungen, und wenn es hier auch nicht leicht ist, ihn im Innern der Mikropyle zu sehen, so erkennt man doch unschwer sein zu der Mikropyle hinausragendes, bei der Präparation abgerissenes Stück. Die Pollenschlauchspitze ist aber bis an die Synergiden vorgedrungen, und ihre beiden generativen Zellen traten in den Embryosack ein. Bei sorgfältiger Untersuchung gelingt es, in Eiern, die an schon veränderte Synergiden grenzen, zwei Zellkerne zu finden (*D*), einen größeren, den ursprünglichen Eikern (*e*), daneben aber auch einen kleineren, den Zellkern der einen generativen Pollenschlauchzelle, den „Spermakern" (*sp*). Letzterer nimmt an Größe zu und gleicht dann immer mehr dem Eikern. Man kann Kopulationszustände zwischen dem Eikern und dem Spermakern antreffen, findet hierauf nur einen Keimkern mit zwei ungleich großen Kernkörperchen, von denen das kleinere aus dem Spermakern stammt (*E*), und endlich Keimkerne mit nur noch einem Kernkörperchen. Zugleich kann man, freilich nicht ganz leicht, konstatieren, daß auch ein kleiner, dem Spermakern im Ei gleichender Kern (*D*, *sp*) sich dem sekundären Embryosackkern (*D*, *n*) anlegte. Es ist das der Kern der zweiten generativen Zelle des Pollenschlauchs. Er verschmilzt mit dem sekundären Embryosackkern, der dadurch die Teilungsfähigkeit erlangt. Dieser Vorgang gleicht in seiner äußeren Erscheinung dem Befruchtungsvorgang im Ei, daher seine Entdeckung zu der Aufstellung einer doppelten Befruchtung bei den Angiospermen zunächst Veranlassung gab[1]). Während die Befruchtungsvorgänge sich im Ei abspielen, nimmt die stark lichtbrechende Substanzmasse der einen oder der beiden Synergiden ab; sie dürfte für die Ernährung des Eies verbraucht werden. Zugleich mit diesen Veränderungen im Eiapparat hat in der Embryosackhöhlung die Bildung des Endosperms begonnen, das heißt, wir sehen den Embryosack sich durch Wände teilen. Die Endospermbildung wird in diesem Falle durch sofortige Zellteilung eingeleitet, während in anderen ebenso häufigen, ja noch häufigeren Fällen, der sekundäre Embryosackkern und dessen Nachkommen sich zunächst frei teilen und erst auf späteren Entwicklungsstufen Scheidewandbildung zwischen den Kernen erfolgt. Der Vorgang, wie er hier vorliegt, findet im allgemeinen in solchen Embryosäcken statt, die langsame und im ganzen nicht bedeutende Größenzunahme zeigen. Wo hingegen der Embryosack nach vollzogener Befruchtung sehr rasch wächst, da findet zunächst Kernteilung ohne Zellteilung statt, und die Zellbildung tritt erst ein, wenn der Embryosack annähernd ausgewachsen ist. — Die Endospermbildung eilt im allgemeinen, und so auch in diesem Falle, der Entwicklung des Eies voraus. Dieses hat infolge der Befruchtung eine zarte Zellulosemembran erhalten, beginnt sich dann schlauchförmig zu verlängern und dringt nach einiger Zeit mit seiner Spitze in den Endospermkörper ein, wo die Spitze des Schlauches einen wenigzelligen Embryo erzeugt. —

1) Nawaschin, Sitzber. d. bot. Sek. d. russ. Naturforscherver. in Kiew 20.—30. Aug. 1898.

Wir haben diese Samenanlagen bisher nur in reinem Wasser oder in Zuckerlösung untersucht; wollen wir die Kerne besonders hervortreten lassen, so behandeln wir die Präparate mit 2 proz. Essigsäure. Wir erhalten so in den meisten Samenanlagen recht scharfe Bilder, und wir fixieren auch wohl Teilungszustände der Zellkerne, ohne uns aber für den Augenblick in diesen Vorgang vertiefen zu wollen. Tingierende Medien sind wenig zu empfehlen, weil sie auch die Zellkerne im Integument färben und dadurch den Einblick in das Innere der Samenanlage stören.

Statt Monotropa können Orchideen zur Beobachtung dienen. Die Befruchtung findet bei ihnen geraume Zeit nach der Bestäubung, im bereits stark angeschwollenen Fruchtknoten statt. Man schneidet solche Fruchtknoten auf, hebt Samenanlagen mit der Nadel von einer Plazenta ab und überträgt sie in Wasser oder 3 proz. Zuckerlösung. Über den Bau der fertigen Samenanlage (Fig. 110) orientiert man sich leicht; er ist jenem von Monotropa sehr ähnlich, weist aber zwei Integumente (*ie*, *ii*) und eine Lufthöhle (*l*) in der Gegend der Chalaza auf. Die Luft dieser letzteren dringt bis zwischen die Integumente vor und erschwert die Beobachtung. Die in Wasser oder in 3 proz. Zuckerlösung befindlichen Samenanlagen müßten somit unter der Luftpumpe von der Luft befreit werden. Meist genügt aber schon ein leiser Druck auf das Deckglas, um die besonders störende, zwischen den Integumenten befindliche Luft zu entfernen. Auch bei den Orchideen hat der wachsende Embryosack den Nucellus ganz verdrängt: als Rest des Nucellus ist öfters noch eine stark lichtbrechende Substanzkappe am Scheitel des Embryosacks zu sehen. Der Eiapparat (*os*) zeigt den nämlichen Bau wie bei Monotropa, nur das Ei erscheint weniger tief inseriert. Die Gegenfüßlerinnen sind nicht zu sehen; an ihrer Stelle findet sich stark lichtbrechende Substanz (*a*), in der drei schwer nachweisbare Zellkerne liegen. Der Pollenschlauch ist leichter als bei Monotropa bis an die Synergiden zu verfolgen; diese erfahren nach der Befruchtung die nämlichen Veränderungen wie bei Monotropa. Die beiden kopulierenden Kerne im Ei sind unschwer zu erblicken, schwer hingegen die Kopulation des zweiten Spermakerns mit dem sekundären Embryosackkern festzustellen. Endosperm wird hier überhaupt nicht gebildet.

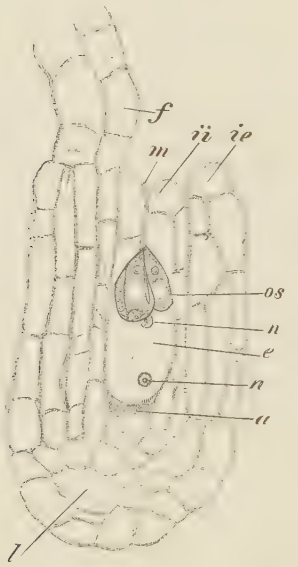



Fig. 110. Orchis pallens. Empfängnisreife Samenanlage. *f* Funiculus, *ie* äußeres, *ii* inneres Integument, *m* Mikropyle, *e* Embryosack, *os* Eiapparat, *n*, *n* Embryosackkerne, *a* Antipodenreste, *l* Lufthöhle. Vergrößerung 240mal.

In Ermangelung von Monotropa und von Orchideen lassen sich von durchsichtigen Samenanlagen zur Untersuchung verschiedene Gesneriazeen, so vor allem die großblütige Gloxinia hybrida der Gärten empfehlen. Die mit einem Integument versehene Samenanlage ist

soweit durchscheinend, daß der Eiapparat deutlich gesehen werden kann. Er zeigt die beiden Synergiden und das hier flaschenförmig gestaltete Ei. Der Embryosack zeigt eine Anschwellung in seinem oberen Teile, verengt sich dann plötzlich; Gegenfüßlerinnen vermag man in seinem Grunde nicht sicher zu unterscheiden.

Verhältnismäßig leicht gewinnt man auch einen Einblick in den Bau des Eiapparates auf Schnitten, die man durch den Fruchtknoten einer Lilium- und Narcissus-Art führt. Da die Samenanlagen in den Fruchtknotenfächern dieser Pflanzen, bei aufrecht gedachtem Fruchtknoten, genau wagerecht gelagert sind, so erhält man gut orientierte Längsschnitte der Samenanlagen, indem man Querschnitte durch den Fruchtknoten ausführt. Mustert man in 5proz. Zuckerlösung eine hinreichend große Zahl von Schnitten durch, so wird man sicher die gewünschten Bilder finden.

# XXX. Abschnitt.

## Anlage und Bau des Samens der Angiospermen.

**Untersuchungsmaterial.**

Capsella Bursa pastoris, frisch oder in Alkohol. — Alisma Plantago, frisch oder in Alkohol.

**Einschlußmedien. Reagentien.**

Glyzerin. — Gummilösung. — Kalilauge. — Karbolsäure.

Wir wollen es nunmehr versuchen, uns mit dem Bau eines reifen Samenkorns der Angiospermen bekannt zu machen, und dem Keim, den es einschließt, unsere Aufmerksamkeit zuwenden. Wir wählen als relativ günstiges Objekt eine Kruzifere aus, Capsella Bursa pastoris, eine Pflanze, die mit Vorliebe für embryologische Studien benutzt worden ist. Ihr Same ist relativ sehr klein, doch dieses gerade gewährt hier Vorteile bei der entwicklungsgeschichtlichen Untersuchung. Wir wollen daher auch die Schwierigkeiten zu überwinden suchen, die das Schneiden des fertigen Samens in diesem Falle mit sich bringt. Durch diesen gilt es nämlich vor allem einen medianen Längsschnitt herzustellen. Dieser Schnitt läßt sich aus frischem Material nicht allzuschwer zwischen den Fingern (S. 110) ausführen. Noch leichter gelingt er, wenn man den Samen zwischen zwei flache Korkstückchen legt und das Messer zwischen ihnen hindurchzieht. Auch kann man ein Samenkorn mit etwas Gummilösung zwischen zwei Stücke weichen Linden- oder Pappelholzes in erwünschter Lage festkleben und nach dem Trockenwerden die Schnitte durch Holz und Samen zugleich führen. Es läßt sich der Same endlich auch in einen Gummitropfen, dem etwas Glyzerin zugesetzt ist, auf dem Ende einer Holundermarkstange einbetten und nach dem Austrocknen zugleich mit dem Gummi schneiden.

Die Schnitte, ob in dieser oder jener Weise dargestellt, sind in Glyzerin zu untersuchen, da in Wasser der Keim quillt und aus der Samenschale hinaustritt. Der Keim (Fig. 111 *A*) erfüllt das ganze Samenkorn; er ist in halber Länge umgebogen, so daß die Kotyledonen (*c*) dem hypokotylen Gliede oder Hypokotyl (*h*) anliegen. Diese Art der Umbiegung ist für die Abteilung Notorrhiceae der Kruziferen charakteristisch

und wird durch das Zeichen **II0** ausgedrückt. Ist der Schnitt zart und hat er das Samenkorn rein median getroffen (wie in *A*), so sieht man am Grunde zwischen den Kotyledonen den kleinen Vegetationskegel des Stämmchens und kann auch am Radikularende des Hypokotyls den nur wenige Zellschichten starken Abschluß durch eine Wurzelhaube unterscheiden. Das Endosperm ist in diesem Samen nur durch eine einschichtige Lage aleuronhaltiger Zellen (*a*) vertreten. Die Körnchen, die sie führt, färben sich mit Jodlösung gelbbraun und verraten so ihre Natur. Die Aleuronschicht umgibt unmittelbar den Keim; sie wird ihrerseits von der Samenschale, der Testa, umschlossen. Nehmen wir eine stärkere Vergrößerung zu Hilfe, so können wir feststellen, daß diese Samenschale (Fig. 111 *B*) aus drei Zellschichten besteht: einer innersten membranartigen Schicht (*), die dem zerdrückten inneren Integument ihre Entstehung verdankt; einer zweiten Schicht (*c*) deren Zellwände gelb gefärbt und nach der Innenseite zu sehr stark verdickt sich zeigen; einer äußersten Zellschicht (*e*), die in konzentriertem Glyzerin als farblose, scheinbar homogene Haut erscheint, weil ihre Zellen stark abgeflacht und bis zum Schwinden des Lumens verdickt sind. Betrachten wir die Schale von außen, so erkennen wir leicht die Konturen der polygonalen Zellen der äußeren tafelförmigen Schicht. Diese Zellen sind in ihrem nach innen gekehrten Teile zum Teil durch lufterfüllte Interzellularräume getrennt. In der Mitte jeder Zelle ist ein schwach sich markierender, stärker das Licht brechender Teil zu sehen. Die Wände der nächst inneren Zellschicht erscheinen braun, stark verdickt, die Zellen selbst nur weniger kleiner als in der Außenschicht. Bedeutend kleiner hingegen und schwach verdickt sind die Zellen der klebermehlhaltigen Endospermschicht. — Lassen wir nunmehr zu den Schnitten Wasser vom Deckglasrande zutreten, so beginnen die Zellen der Außenschicht rasch zu wachsen; jede von ihnen wölbt sich stark nach außen vor und in ihrer Mitte wird eine stark lichtbrechende Säule bemerkbar. Ein Lumen ist auch jetzt nicht zu unterscheiden: die ganze Zelle scheint von Verdickungsschichten der Wand erfüllt zu sein, und zwar sind die äußeren Verdickungsschichten schwach, die innersten stark lichtbrechend. Diese innersten Verdickungsschichten bilden die auffällige, zentrale Kolumella, die alsdann auch in der Oberflächenansicht sehr stark hervortritt, während gleichzeitig die zwischen den Zellen befindlichen Interzellularräume schwinden. Die quellenden Wände lassen meist deutliche Schichtung erkennen. Bei weiterem Zutritt von Wasser wird die Cuticula gesprengt, und die äußeren Verdickungsschichten treten hervor, sich in dem umgebenden Wasser als unsichtbarer Schleim verteilend. Die lichtbrechende Kolumella bleibt zurück, die Mitte jeder Zelle bezeichnend (Fig. 111 *B* bei *c*). Sie hat nicht unbeträchtlich an Größe

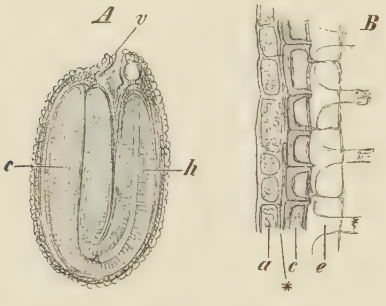



Fig. 111. Capsella Bursa pastoris. *A* Längsschnitt durch den reifen Samen, *h* hypokotyles Glied, *c* Kotyledonen, *v* Gefäßbündel des Funiculus. Vergr. 26. *B* Partie aus dem Längsschnitt durch die Samenschale und die Aleuronschicht nach Einwirkung von Wasser; *e* die gequollene Epidermis, *c* die gelbgefärbte stark verdickte Schicht, * die zerdrückten Zellschichten, *a* die Aleuronschicht. Vergr. 240 mal.

zugenommen; an ihrem Scheitel sieht man Reste der aufgelösten Verdickungsschichten. Ebenso bleiben von den Zellen die seitlichen Mittellamellen stehen und zeigen, da sie nicht quellen, jetzt viel geringere Höhe als die Säulchen. Dies alles ist an unserer Fig. 111 *B* zu sehen, welche uns die Testa nach Einwirkung des Wassers vorführt. Um diese Quellungserscheinungen zu beobachten, können wir auch die Schnitte zunächst in Alkokol untersuchen und hierauf Wasser hinzutreten lassen. — Eine solche Verschleimung von Verdickungsschichten an den äußeren Zellen von Samen und Teilfrüchten ist eine relativ häufige Erscheinung, die ein wirksames Befestigungsmittel für sie im Boden abgibt. — Da das Schneiden des reifen Samens einige Schwierigkeit bereitet, so können wir, soweit wir uns nur über die Lage und den Bau des Embryo orientieren wollen, die Schnitte durch nicht ganz reife, viel weichere Samen führen und nur die Samenschale völlig reifen Samen entnehmen. — Hierauf gehen wir auf jüngere Zustände zurück und legen dann zunächst die ganzen Samenanlagen in Kalilauge. Diese Samenanlagen gewinnen wir aber am besten, indem wir das Schötchen der ganzen Länge nach halbieren und sie dann aus jeder Hälfte mit dem Skalpell herausholen. Sie lassen sich fast bis zum Zustande völliger Reife soweit durchsichtig machen, daß man sich über die Lage des Embryo gut orientieren kann. Der Embryo wird in Kalilauge schön grün, was daher rührt, daß die Stärkekörner quellen und die Chlorophyllkörner sichtbar werden. Wir sehen, indem wir immer jüngere Samenanlagen vornehmen, daß der Embryo (und zwar zunächst vornehmlich dessen Kotyledonen) immer kürzer wird. Er zieht sich aus der unteren, aufwärts umgebogenen Hälfte der Embryosackhöhle allmählich zurück. Samenanlagen aus Früchten, die ohne Stiel etwa 5 *mm* Höhe messen, zeigen den Embryo als einen kleinen Körper von herzförmiger Gestalt. Die beiden auseinanderspreizenden vorderen Höcker sind die Anlagen der Kotyledonen. — Indem wir die eben geschilderten Entwicklungsstadien des Keimes verfolgen, stellen wir gleichzeitig fest, daß ein Endosperm nur an den beiden Enden des Embryosacks gebildet wird und vornehmlich am Chalazaende als kleiner, grün gefärbter Gewebekörper auffällt. Dieses Endosperm wird von dem heranwachsenden Keim verdrängt und resorbiert, ausgenommen die äußerste, durch ihren Gehalt an Klebermehl ausgezeichnete Schicht. Weiter konstatieren wir, daß die Testa aus den beiden Zellschichten des äußeren Integuments hervorgeht, während die Zellen des inneren Integuments gedehnt und allmählich zerdrückt werden. — Um uns über den Bau des Eiapparates in der Samenknospe zur Empfängsniszeit zu orientieren, müssen wir uns an Alkoholmaterial wenden, das wir durch vorsichtigen Zusatz von Kalilauge bis auf den gewünschten Grad durchsichtig machen. Wir konstatieren so die Existenz von zwei Gehilfinnen und einem Ei im Eiapparat, während die Gegenfüßlerinnen schwer zu sehen sind. Wir finden weiter, daß das befruchtete Ei zu einem etwa sechs Zellen langen Vorkeimfaden auswächst, dessen oberste, das heißt von der Mykropyle entfernteste Zelle sich hierauf zum Embryokügelchen abrundet, während die untere Zelle des Embryoträgers oder Suspensors, die Anheftungszelle, zu gleicher Zeit anschwillt, das ganze Nuzellargewebe des Scheitels bis auf das Integument verdrängt und die Blase bildet, die wir auch noch im fertigen Zustande an dieser Stelle finden. Diese angeschwollene Zelle dürfte die Nahrungsaufnahme für den Embryo vermitteln. Das Embryokügelchen wird durch eine Scheidewand von dem Suspensor abgegrenzt und durch eine Längswand

alsbald geteilt, der unter rechten Winkeln je eine zweite Längswand und dann in halber Höhe je eine Querwand folgen. So erscheint das Embryokügelchen in Oktanten zerlegt, in welchen perikline und antikline Wände weiterhin abwechseln. Das Embryokügelchen nimmt an Größe und Zellenzahl zu, flacht sich etwas ab, worauf aus seinem vorderen Ende die Kotyledonen hervorsprossen. Diese stoßen zunächst an ihrer Basis scharf zusammen, und erst nachträglich wölbt sich zwischen ihnen der Vegetationskegel des Stämmchens hervor.

Für das Studium des monokotylen Keimes wählen wir den gemeinen Froschlöffel, Alisma Plantago. Auch dieses Objekt ist für die Untersuchung sehr geeignet. Wir wollen uns hier nur mit dem fertigen Zustande bekannt machen. Die Blüte von Alisma Plantago enthält zahlreiche monomere Fruchtknoten; sie ist polykarpisch. Aus jeder Blüte gehen somit zahlreiche Früchte hervor, die, dicht aneinander gedrängt, eine Sammelfrucht (Syncarpium) von dreieckigem Grundrisse bilden. Jedes einzelne Früchtchen ist stark abgeflacht, nach oben zu etwas dicker, verkehrt eiförmig im Profil, mit einer medianen Rückenfurche. An der nach dem gemeinsamen Mittelpunkt der Sammelfrucht gekehrten Bauchkante ist in halber Höhe ein kurzer, fadenförmiger Fortsatz zu sehen, der den verdorrten Griffel darstellt. Wir wählen eine fast reife Sammelfrucht für die weitere Untersuchung, bringen eine einzelne Frucht zwischen die beiden Hälften eines halbierten Korkpfropfens und ziehen das Messer zwischen diesen beiden Hälften durch. Ohne Mühe gelingt es uns so, passende mediane Längsschnitte zu erhalten, während das Schneiden zwischen den Fingern, da die Fruchtschale zu hart ist, Schwierigkeiten bereitet. Gleichzeitig stellen wir uns in gewohnter Weise zwischen zwei Korkstückchen einige Querschnitte her. Die Längsschnitte untersuchen wir in Wasser, dem wir etwas Kalilauge hinzufügen. Für die Querschnitte genügt reines Wasser. Das Austreiben der Luft, das für das Studium der Fruchtschale auf Längsschnitten vorgenommen werden muß, besorgen wir durch kurzes Versenken des Schnittes in Alkohol oder mit Hilfe der Luftpumpe. Einzelne Längsschnitte legen wir auch in Karbolsäure ein und bekommen auf diese Weise Bilder, die in vorteilhafter Weise die übrigen ergänzen. — Der Längsschnitt, wenn richtig geführt, sieht wie die nebenstehende Fig. 112 aus. Wir haben da zunächst die relativ dicke Fruchtwandung, das Perikarp, das an seiner Oberfläche von der Epidermis (*ep*) überzogen wird, vor Augen. Letztere stellt, wie unser medianer Längsschnitt lehrt, einen ziemlich scharf abgesetzten Teil des Perikarps vor, und läßt sich daher als Epikarp bezeichnen. Auf die Epidermis folgt parenchymatisches Gewebe aus annähernd isodiametrischen, mäßig verdickten, lückenlos verbundenen, mit Luft erfüllten Zellen: es bildet das Mesokarp (*m*). Nach innen folgen mehrere Schichten gestreckter sklerenchymatischer Elemente: das Endokarp (*en*). Ein genau medianer Längsschnitt trifft im Rücken der Fruchtschale einen an die Epidermis anlehnenden Schleimgang, welcher freilich nur in der unreifen Fruchtschale gut zu sehen ist, in der reifen hingegen fast inhaltleer erscheint und kaum von dem benachbarten Gewebe sich unterscheiden läßt. Nicht genau mediane Längsschnitte können hingegen ein Gefäßbündel (*v*) bloßlegen, das, an das sklerenchymatische Endokarp anlehnend, im Rücken der Frucht aufsteigt, um erst an der Bauchkante, und zwar in deren unterer Hälfte, zu enden (bei *v**). Unter der Insertionsstelle des verdorrten Griffels (*st*) springt die Bauchkante der Fruchtwandung vor

und wird hier aus langgestreckten Zellen gebildet. Nach innen, an diese grenzend, sieht man, in günstigsten Fällen, einen mit Luft erfüllten Gang (*t*), der an den Staubweg des Griffels anschließt und sich bis in die Basis der Fruchtknotenhöhlung verfolgen läßt. Es ist das der Weg, auf dem die Pollenschläuche zur Mikropyle der Samenanlage gelangen. Da letztere nach der Rückenkante des Fruchtknotens schaut, so mußten diese Pollenschläuche nach Eintritt in die Fruchtknotenhöhle den Funiculus der Samenanlage umwachsen. — Epi-, Meso- und Endokarp sind an Querschnitten noch leichter als im Längsschnitt zu unterscheiden, und die Furche in der Mediane des Rückens tritt jetzt in besonders auffälliger Weise vor. Der Same erfüllt, wie der mediane Längsschnitt durch die Frucht zeigt, fast vollständig die Fruchtknotenhöhle und ist an einem ziemlich langen, gekrümmten Funiculus (*f*) in zentraler Lage im Grunde der Fruchtknotenhöhle befestigt. Ein Gefäßbündel (*fv*) tritt in diesen Funiculus ein. Der Same ist campylotrop und seinerseits vom Embryo völlig ausgefüllt. Als Testa (*ts*) ist nur eine dünne Haut vorhanden, die aus zwei deutlich unterscheidbaren Zellschichten besteht. Zwischen beiden sieht man stellenweise noch eine dritte, zerquetschte Zellage, die nach erfolgter Quellung in Kalilauge deutlicher hervortritt. Die innere Zellschicht der Testa ist an ihrer Innenseite stark verdickt. Die Mikropyle (*mp*) springt am Samen scharf vor. Das Wurzelende des Keimes liegt ihr nach innen direkt an. Dieses Wurzelende ist etwas angeschwollen und wölbt sich in der Mitte warzenförmig vor. Hat der Schnitt den Keim genau median getroffen, so sieht man, daß der warzenförmige Vorsprung von zwei Wurzelkappen gebildet wird, die an ihren Rändern in die Epidermis übergehen. In halber Höhe des Samens ist am Embryo ein nach außen gekehrter, schmaler Einschnitt zu sehen, in welchem der Vegetationskegel des Stämmchens liegt. Dieser Vegetationskegel wird von der Kotyledonarscheide umschlossen. Ihm entspringt eine median nach außen (in unserem Bilde nach links) stehende Blattanlage (*fl*), die den Einschnitt vollständig ausfüllt. Der zwischen diesem Vegetationskegel und dem Wurzelende befindliche Teil ist das Hypokotyl. Das Hypokotyl setzt sich in den einen Kotyledon fort. Dieser zeigt sich, der Gestalt der Samenhöhle gemäß, umgebogen, verjüngt sich langsam gegen seine Spitze und erreicht schließlich mit ihr das Chalazaende des Samens. An Endosperm ist im reifen Samen auch nicht eine Spur vorhanden. Der Keim selbst zeigt sich in allen seinen Zellen

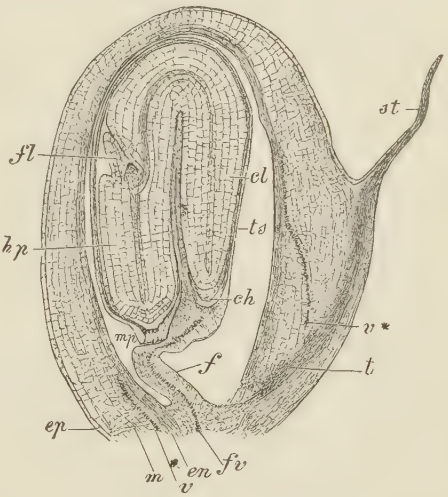



Fig. 112. Alisma Plantago. Medianer Längsschnitt durch die reife Frucht. *ep* Epikarp (Epidermis), *m* Mesokarp, *en* Endokarp der Fruchtwandung (Perikarp), *v* ein Gefäßbündel in derselben, *v** das Ende des Gefäßbündels, *st* der abgestorbene Griffel, *t* der Staubweg, *f* Funiculus des Samens mit dem Gefäßbündel *fv*, *mp* Mikropyle, *ch* Chalaza, *ts* die Samenschale (testa), *hp* hypokotyles Glied des Keimes, *fl* erstes Blatt, *cl* Kotyledon. Vergr. 28mal.

dicht mit Stärke erfüllt. — Die Querschnitte bieten uns naturgemäß gleichzeitig je zwei Querschnitte durch den Keim, die getrennt sind durch einen schmalen Gewebestreifen, der in die innere Zellage der Testa übergeht. Der Bau der Testa ist deutlicher als auf Längsschnitten.

Die beiden von uns untersuchten angiospermen Pflanzen führen uns typische Beispiele für die Keimbildung bei den dikotylen und monokotylen Pflanzen vor, Typen, welche aber weit entfert sind, die ganze Mannigfaltigkeit der beobachteten Fälle zu erschöpfen. So gibt es unter den Dikotylen sogar Beispiele von Keimen, die nur ein Keimblatt besitzen (Carum Bulbocastanum, Ranunculus Ficaria) und bei Monokotylen solche, wo das Keimblatt seitlich von dem terminal angelegten Vegetationskegel des Stämmchens entsteht (Dioskorazeen, Commelineen). Endlich gibt es Samen, in welchen die Embryonalanlage auf einem wenigzelligen Zustande beharrt.

# XXXI. Abschnitt.

## Frucht der Angiospermen.

### Untersuchungsmaterial.

Reife Äpfel. — Reife Orangen.

Wir sehen uns noch den Bau einiger Früchte an.

Der Apfel (Pyrus Malus) ist eine saftige Schließfrucht; er geht aus einem unterständigen, fünffächerigen, aus fünf Fruchtblättern gebildeten Fruchtknoten hervor. Im Hinblick auf die Verhältnisse, wie sie die nahe verwandten Rosen bieten, kann man auch annehmen, daß der fünffächerige Fruchtknoten hier in einen ausgehöhlten Stengelteil, ein sogenanntes Hypanthium, eingesenkt und mit diesem verwachsen sei, eine Auffasung, die sich aber nur phylogenetisch begründen ließe. Der Apfel wird an seinem Scheitel von den mehr oder weniger vollständig abgestorbenen fünf Kelchblättern, auch den verdorrten Resten der übrigen Blütenteile gekrönt. Flächenansichten zeigen die Epidermis des Apfels aus relativ kleinen, polygonalen Zellen gebildet, aus deren Gruppierung ihre Entwicklungsfolge noch zu erkennen ist. Die Wände der Zellen sind ziemlich stark verdickt, ihr Zellsaft entweder farblos oder rosa gefärbt. Die Oberfläche der Epidermis ist mit einem feinkörnigen Wachsüberzug bedeckt. Die kleinen Höcker, die an der Oberfläche des Apfels mit der Lupe leicht zu sehen sind, werden in ihrer Mitte von einer Spaltöffnung eingenommen. Öfters erscheint das Gewebe unter einer solchen Spaltöffnung abgestorben, eventuell an solcher Stelle dann auch die Epidermis aufgerissen und die Wunde mit Kork abgeschlossen. Wie feine Querschnitte lehren, ist die Epidermis an der Außenseite stark verdickt. Unter ihr liegen mehrere Schichten tangential gestreckter, ziemlich dickwandiger Zellen, die allmählich nach innen zu größer und dünnwandiger, zugleich chlorophyllhaltig werden. Eine scharfe Grenze zwischen Epikarp und Mesokarp besteht somit nicht. Die Chlorophyllkörner sind dicht mit Stärke erfüllt; ihre Farbe schwindet nach dem Innern des Apfels zu, sie werden zugleich weniger zahlreich; endlich führen in einer gewissen Tiefe die großen, blasenförmig

angeschwollenen Zellen des Mesokarps, außer dem zarten, plasmatischen Wandbeleg und dem Kern vornehmlich nur farblosen Zellsaft; die Interzellularräume füllen sich dort mit Luft. Durch das Gewebe sind Gefäßbündel verteilt. Die fünf „Kerngehäuse" werden von einer glatten, harten Haut, dem Endokarp, ausgekleidet. Sie besteht aus mehreren Schichten bis zum Schwinden des Lumens verdickter Sklerenchymfasern, deren Verdickungsschichten sich von feinen Poren durchsetzt zeigen. Flächenschnitte (Fig. 113) lehren, daß diese Sklerenchymfasern unregelmäßig schrägen, oft verbogenen, in den verschiedenen Schichten entgegengesetzt geneigten Verlauf haben. Die fünf Fächer treten oft in der Mitte auseinander, einen zentralen Gang bildend, nach welchem zu sich dann die einzelnen Fächer meist öffnen. Im Grunde eines jeden Faches entspringen zwei Samenanlagen, die entweder beide Samen liefern, oder von denen nur eine Anlage sich weiter entwickelt, oder welche beide auch fehlschlagen. — Der Same ist von dem Keime fast erfüllt und von einer dicken, braunen Testa umgeben. Letztere zeigt an den Querschnitten eine Epidermis, deren Zellen, nach außen stark verdickt, in den äußeren Schichten farblos und stark quellbar, in den inneren bräunlich gefärbt und nicht quellbar sind. An den in Wasser liegenden Schnitten durchbrechen die quellbaren Schichten, an Volumen zunehmend, schließlich die Cuticula und wölben sich papillenartig nach außen vor. Durch sie wird der feuchte Samen schlüpfrig. Das unter der Epidermis gelegene, starke Gewebe zeigt sich im Querschnitt aus polygonalen, an den Ecken abgerundeten, ziemlich stark verdickten und gebräunten Zellen gebildet, auf welche eine etwa dreimal schwächere Schicht aus tangential gestreckten, ebenfalls gebräunten, doch weniger stark verdickten Zellen folgt. Diese grenzen an eine glänzend weiße, dicke Haut. Letztere geht aus den stark verdickten Außenwänden der äußersten Nuzellarschicht, die ganze übrige Testa aus dem äußeren Integument der Samenanlage hervor. Das innere Integument der Samenanlage wird frühzeitig verdrängt. Die Nuzellarzellen, deren Verdickungsschicht wir noch zur Testa rechnen, sind meist kollabiert, auch die übrigen noch vorhandenen Zellen des Nucellus. Auf diese kollabierte Gewebelage folgt eine dünne Schicht Endosperm, die den Embryo umhüllt. Die Endospermzellen sind mit Klebermehl dicht erfüllt. — Wie aufeinander folgende Flächenschnitte lehren, besteht die Epidermis nur aus relativ wenig gestreckten Zellen, deren innere Verdickungsschichten porös erscheinen. Das an die Epidermis grenzende Gewebe, das uns im Quer-

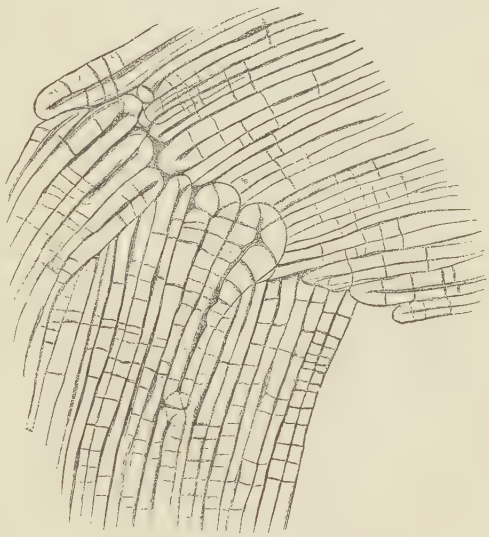


Fig. 113. Apfel. Sklerenchymfasern des Endokarps. Vergr. 220 mal.

schnitt isodiametrisch erscheint, zeigt sich jetzt in longitudinaler Richtung gestreckt und mit schräg aufsteigenden, spaltenförmigen Tüpfeln versehen. Die tangential gestreckten, inneren Elemente der Testa sind zu den vorhergehenden rechtwinklig orientiert.

Der Querschnitt durch eine reife Orange (Citrus vulgaris) zeigt zu äußerst den als Schale bezeichneten Teil und im Innern die mit orangerot gefärbtem Fruchtfleisch erfüllten Fächer, deren Zahl unbestimmt ist und zwischen 6 und 12 schwankt. Die Fächer sind seitlich durch dünne Scheidewände getrennt, welche in einer mittleren Gewebesäule zusammenstoßen. Will man die übliche Bezeichnung der Fruchtteile auf den hier vorliegenden Bau anwenden, so könnte die äußere Schale als Epikarp, das orangerote Fruchtfleisch als Mesokarp, die innere Gewebesäule und die Scheidewände als Endokarp gelten. — Wir gehen nunmehr zu der mikroskopischen Untersuchung der einzelnen Teile über. Auf zarten Querschnitten durch die Schale sehen wir zu äußerst eine kleinzellige Epidermis, auf welche ein nach innen zu allmählich großzelliger werdendes Gewebe folgt. Die Epidermis, wie das nächst angrenzende Gewebe, führen orangerote Chromatophoren, die sich weiter nach innen zu verlieren. Hier treten auch zwischen den Zellen mit Luft erfüllte Interzellularräume auf, welche allmählich immer größer werden, wobei das Gewebe den Charakter eines lockeren Schwammparenchyms annimmt. Die Elemente des letzteren sind in tangentialer Richtung gedehnt. Die Schale ist von Gefäßbündeln durchzogen, die der Querschnitt vornehmlich in ihrem Längsverlauf bloßlegt, und die sich nach der Peripherie zu verzweigen. An die Epidermis stoßen die großen, dem bloßen Auge ohne weiteres sichtbaren Behälter von ätherischem Öl. Sie zeigen durchaus den uns von Ruta her (S. 105) bekannten Bau und lassen die innere Auskleidung mit zarten Zellen leicht unterscheiden. — Die Frucht, makroskopisch von außen betrachtet, weist die Ölbehälter als dunklere Punkte, das sie trennende Gewebe als helleres Netzwerk auf. Ein zarter Flächenschnitt der Außenseite führt uns die kleinen, polygonalen Epidermiszellen zunächst vor. Die über den Ölbehältern gelegenen zeichnen sich durch Mangel der orangeroten Chromatophoren aus; sie führen an deren Stelle farblose, verschieden große Kügelchen. Eingestreut sind der Epidermis plasmaleere, nach innen zu geschlossene Spaltöffnungen. Nächst tiefere Schnitte geben instruktive Ansichten der Ölbehälter und der Gefäßbündelendigungen zwischen ihnen. Noch tiefere Schnitte endlich zeigen das schwammartige, aus schlauchförmig gedehnten Zellen gebildete Gewebe. Im Anschluß an die Fächer werden die Zellen der Schale noch länger, faserförmig, zum Teil stärker verdickt und dann mit schmalen, schräg aufsteigenden Tüpfeln versehen. So sind auch die Scheidewände zwischen den Fächern gebaut: im Innern aus schwammartigem, nach außen aus faserförmigem, zum Teil stark verdicktem Gewebe. Die schwammartigen, an der Außenseite der Fächer, sowie im Innern der Scheidewände befindlichen Elemente treten sehr leicht aus dem Verbande. Die faserförmigen Elemente erscheinen hingegen ziemlich fest miteinander verbunden. Die beste Ansicht von letzteren bekommt man bei Flächenansichten. Man trennt zunächst in der üblichen Weise den Inhalt der Fächer voneinander; hierbei reißt das die Fächer umgebende Schwammgewebe, die Faserschicht bleibt aber als zarte weiße Hülle um das Fruchtfleisch. Breitet man nun eine solche Hülle aus und betrachtet sie bei starker Vergrößerung, so sieht man sie aus mehreren Schichten parallel zur Oberfläche des Faches und

quer zu dessen Längsachse verlaufender Fasern aufgebaut. Zwischen unverdickten Fasern sind gleich gestaltete, verdickte und getüpfelte eingestreut. — Das Fruchtfleisch besteht aus keulenförmigen Schläuchen (Fig. 114 *A*), von denen sich schon makroskopisch leicht nachweisen läßt, daß sie alle der Außenseite des Faches entspringen. Sie sind mit schmaler Basis dort inseriert und füllen, zwischeneinander gedrängt, das Fach aus. Sie werden um so länger, je tiefer sie in das Fach reichen; ihr Verlauf ist ein radialer, quer zur Längsachse des Faches. Jede einzelne dieser Keulen zeigt sich an ihrer Oberfläche umgeben von einer Schicht fest verbundener, gestreckter Zellen. Ihr Inneres ist aber erfüllt von sehr großen, polygonalen, zartwandigen, saftreichen Zellen, die spindelförmige, sehr schmale, orangerot gefärbte Chromatophoren führen (*B*, *i*). — Die zentrale Gewebesäule, in der die Scheidewände zusammenstoßen, wird von demselben Schwammparenchym wie die inneren Teile der Schale gebildet. — Beim „Teilen" einer Orange befreit man, wie wir sahen, den Inhalt der Fächer, mitsamt der umkleidenden Faserschicht, die sich leicht von dem Schwammparenchym trennt. Diese Faserschicht kann man nun weiter sehr leicht von den Seiten jedes Abschnitts, schwieriger von dessen Außenfläche ablösen, weil dort die Schläuche des Fruchtfleisches mit der Faserschicht verbunden sind. — In dem Fruchtfleische liegen in unbestimmter Anzahl die Samen eingebettet. Sie nehmen die innere Kante der Abschnitte ein, ihre Insertionsstelle nach innen kehrend. Bei der Isolierung der Abschnitte reißen die Samen von der Plazenta ab; meist bleiben übrigens auch Teile der inneren Gewebesäule, samt Plazenten, an der inneren Kante der Abschnitte haften.

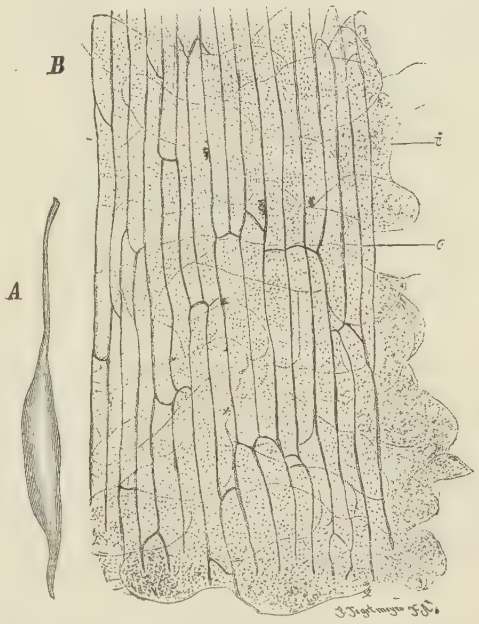



Fig. 114. Fruchtfleisch der Orange. *A* keulenförmiger Schlauch 2 mal vergrößert. *B*, *e* Oberfläche eines solchen Schlauches, *i* sein inneres Gewebe 110 mal vergrößert.

# XXXII. Abschnitt.

## Zell- und Kernteilung. Härtung des Zellinhalts und Einbettung der Objekte. Mikrotome. Aufkleben und Färben der Schnitte. Zusammenhang der Protoplasten.

### Untersuchungsmaterial.

Blütenknospen von Tradescantia virginica, frisch. — Zwei bis vier Tage alte Keimpflanzen von Vicia Faba, frisch. — Blütenknospen von Fritillaria, oder Lilium, oder Alstroemeria, oder anderer Liliazeen mit großen Pollenmutterzellen, frisch. — Ältere Internodien der Stengel von Tradescantia virginica, frisch oder in Alkohol. — Zweige von Viscum album, eventuell einer Abies-Art, frisch. — Samen von Phytelephas macrocarpa.

### Reagentien. Einbettungsmittel. Farbstoffe. Einschlußmedien.

Unbedingt notwendig sind: 3proz. Zuckerlösung, Methylgrün-Essigsäure, 25proz. Schwefelsäure, Jodjodkaliumlösung, Pyoktanin, Safranin. — Wegen der anderen in Betracht kommenden Hilfsmittel wolle man den Text vergleichen.

Ein lebendes Objekt, an dem sich die Kern- und Zellteilung direkt verfolgen läßt, ist uns in den Staubfädenhaaren der Tradescantia virginica (S. 32), oder einer anderen ihr verwandten Tradescantia-Art geboten. Diese Haare sind uns schon bekannt, doch müssen wir sie jetzt auf einem Zustand untersuchen, wo sie noch nicht ausgewachsen sind und ihre Zellen in lebhafter Vermehrung sich befinden. Zu diesem Zwecke wählen wir Blütenknospen aus, die ohne Stiel 5—6 *mm* Höhe messen. Wir öffnen diese Blüten und reißen zunächst mit einer feinen Pinzette die Antheren von den Filamenten ab. Hierauf führen wir mit dem Skalpell einen Schnitt quer unterhalb der Insertion des Fruchtknotens und der Filamente und heben diese gemeinsam aus der Blütenknospe heraus. Wir legen sie in einen Tropfen 3proz. Zuckerlösung und lösen nun unter dem Simplex mit den Nadeln die einzelnen Filamente ab. Den Fruchtknoten und Blütenboden entfernen wir hierauf aus dem Präparat. Die Beobachtung erfolgt entweder direkt auf dem Objektträger, oder im suspendierten Tropfen am Deckglas in der feuchten Kammer (S. 151). Im letzteren Falle gelingt es, die Haare einen halben Tag und darüber im entwicklungsfähigen Zustande zu erhalten; freilich werden die tiefer im Tropfen befindlichen Haare stärkeren Vergrößerungen unzugänglich. Es ist überhaupt darauf zu achten, daß der Tropfen flach ausgebreitet sei.

Der ruhende Kern erscheint fein punktiert (Fig. 115, *1*, die untere Zelle); betrachtet man ihn aber bei starker Vergrößerung, oder auch in solchen Zellen, die unter dem Einflusse der umgebenden Flüssigkeit etwas gelitten haben, so sieht man, daß er nicht isolierte, vielmehr dicht aneinander gereihte, kleine Körnchen führt, welche in ein zartes Wabenwerk eingebettet sind. Der ganze Kern stellt ein von dünner Wandung umschlossenes Gerüstwerk dar. In diesem Gerüstwerk lassen sich mehrere verschieden große Kernkörperchen unterscheiden. Der Kern ist von einer Cytoplasmaschicht umgeben, die durch Cytoplasmastränge mit dem cytoplasmatischen Wandbeleg der Zelle zusammenhängt. Dieses ganze Cytoplasma führt außer den kaum unterscheidbaren Mikrosomen größere, stärker das Licht brechende Körner, welche Leukoplasten sind. Der zur Teilung sich anschickende Kern nimmt an

Größe zu, und aus seinem feinfadigen Gerüstwerk sondert sich allmählich ein grobkörniger Faden heraus. Hierauf beginnt der Kern sich in die Länge zu strecken, und die Windungen seines Fadens ordnen sich in schräger Richtung annähernd parallel zu einander an (Fig. 115, 2). Zugleich beginnt sich das Zellplasma an den beiden Kernpolen zu sammeln. Man kann leicht alle die geschilderten Veränderungen an

Fig. 115. Tradescantia virginica. Teilungsvorgänge in den Zellen der Staubfadenhaare. Fig. 1 mit einem ruhenden Kern in der unteren Zelle und einer eben geteilten oberen Zelle. Fig. 2 mit einem grobkörnig-schräge Streifung zeigenden Zellkerne. Fig. 3—11 aufeinanderfolgende Teilungsstadien, in derselben Zelle verfolgt. 3 um 10 Uhr 10 Min., 4 10 Uhr 20 Min., 5 10 Uhr 25 Min., 6 10 Uhr 30 Min., 7 10 Uhr 35 Min., 8 10 Uhr 40 Min., 9 10 Uhr 50 Min., 10 11 Uhr 10 Min., 11 11 Uhr 30 Min. Vergr. 540 mal.

einer und derselben Zelle beobachten, doch nehmen sie relativ lange Zeit in Anspruch. Hierauf werden die Körner in dem Faden undeutlich; er gewinnt allmählich ein homogenes Aussehen und lagert seine Windungen in einer bestimmten Weise um, die im einzelnen zu verfolgen nicht möglich ist; zugleich schwindet die Kernwandung. Mit Sicherheit können wir nach einiger Zeit dann wieder feststellen, daß der Kerninhalt in einzelne Segmente oder Chromosomen zerfallen ist, und daß diese sich voneinander sondern, um das deutliche Bild (3) zu liefern, in welchem diese Chromosomen sich als gerade, annähernd gleich lange, in zwei Gruppen getrennte, mit ihren Enden im Äquator aufeinander

stoßende Stäbchen uns zeigen. Nicht selten sind solche Chromosomen an ihrem polaren Ende hakenförmig umgebogen. Von dem Augenblicke, in welchem uns der Kerninhalt grobkörnig erschien (*2*), bis zu diesem Zustande, mag über eine Stunde verflossen sein. Die Chromosomen sehen fast homogen aus, doch kann man bei starker Vergrößerung schwache Einschnürungen an ihrer Oberfläche erkennen, welche einen Aufbau aus aufeinanderfolgenden, scheibenförmigen Abschnitten verraten. Bei beschränkter Zeit wählen wir zur anhaltenden Beobachtung erst die jetzt folgenden Zustände aus. Eine weitere Trennung der beiden Kernhälften ist dann in den nächsten Minuten zu erwarten und verläuft so rasch, daß sie direkt wahrgenommen werden kann. Die beiden Kernhälften weichen in der Längsrichtung auseinander (*4*); fünf Minuten später sind sie um einen merklichen Abstand entfernt (*5*). Nicht immer trennen sich alle Tochterchromosomen gleichzeitig voneinander: manche bleiben zunächst verbunden und eilen dann erst den anderen nach. Die Tochterchromosomen biegen sich polwärts ein, werden zugleich etwas kürzer und entsprechend dicker (*5*). Zwischen den beiden Kernhälften verbleibt eine glashelle Substanz, die dann sichtbar vermehrt wird (*5* und 6). In dieser glashellen, zentralen Masse läßt sich eine feinere Struktur nicht unterscheiden, doch ist sie tatsächlich in Fäden differenziert. Sie nimmt allmählich tonnenförmige Gestalt an. Es mögen 25 bis 30 Minuten seit dem Beginn des Auseinanderweichens verflossen sein, da treten in der äquatorialen Ebene der zentralen Masse schwarze, aneinander gereihte Punkte auf. Sie stellen die sogenannte Zellplatte vor. Im nächsten Augenblick verschmelzen diese Punkte miteinander und bilden eine scharf gezeichnete dunkle Linie: eine die beiden Tochterzellen trennende Hautschicht. Innerhalb dieser wird gleich darauf eine junge, aus Membranstoff bestehende Scheidewand erzeugt. Ist der zentrale, tonnenförmige, plasmatische Körper so breit gewesen, daß er den ganzen Querschnitt der Zelle durchsetzte, so sieht man auch die entstehende Scheidewand sofort allseitig der Mutterzellwand anschließen. Füllte der plasmatische Körper hingegen nicht den ganzen Querschnitt und lag er nur einer Seite der Mutterzellwand an, so sehen wir ihn nach vollzogener Bildung der jungen Scheidewand an der betreffenden Stelle sich innerhalb des Zelleibes bewegen, um allmählich nach allen Richtungen hin mit der Mutterzellwand in Berührung zu kommen und die noch fehlenden Teile der Scheidewand ergänzen (*7*, *9*). Währenddessen krümmen die Chromosomen in den Tochterkernanlagen auch ihre äquatorialen Enden nach innen um (*7—8*). Die Chromosomen drängen sich zusammen bis zur gegenseitigen Berührung und die ganze Anlage wird von der Umgebung durch eine Kernwandung abgegrenzt. Hierauf beginnen die Chromosomen wieder wabig zu werden (*9* und *1* in der oberen Zelle) und stellen das zarte, feinkörnige Gerüst der ruhenden Kerne wieder her (*10* und *11*), das den Ausgangspunkt unserer Beobachtung bildete. Gleichzeitig haben die beiden Tochterkerne an Größe zugenommen und sich dabei langsam in die Nähe der neugebildeten Scheidewand begeben. — Anderthalb Stunden etwa nach Beginn des Auseinanderweichens der Chromosomen, das wir verfolgt haben, ist die Bildung der Tochterkerne vollendet, und es werden auch Kernkörperchen in ihnen sichtbar (*11*).

Um eingehendere Studien der Kernteilung anzustellen, gilt es jedoch sich an gut fixierte, entsprechend tingierte und auch sonst regelrecht

behandelte Objekte zu halten, so wie es die heutige mikroskopische Technik verlangt.

Die besten Fixierungen des Inhalts pflanzlicher Zellen sind bisher mit Flemmingscher Lösung erzielt worden. Sie wird, je nach der Natur der zu behandelnden Objekte, in schwächeren oder stärkeren Konzentrationen angewandt. Im ersteren Falle ist 0,25 proz. Chromsäure, 0,1 proz. Osmiumsäure und 0,1 proz. Essigsäure oder 1 proz. Chromsäure 60 *ccm*, 2 proz. Osmiumsäure 8 *ccm*, Eisessig 4 *ccm*, destilliertes Wasser 72 *ccm* zu empfehlen; im zweiten Falle 15 Volumteile 1 proz. Chromsäure, 4 Volumteile 2 proz. Osmiumsäure und 1 Volumteil, oder weniger, Eisessig. Die schwächeren Lösungen werden vornehmlich für kleinere, die stärkeren für größere Objekte benutzt. Übrigens gilt es größere Objekte, soweit tunlich, in möglichst kleine Stückchen zerlegt in die Fixierungsflüssigkeit zu werfen. Ist eine solche Zerlegung möglich, dann empfiehlt sich im allgemeinen die Anwendung der schwächeren und nicht der stärkeren Flemmingschen Lösungen. Man soll stets mit reichlichen Mengen der Fixierungsflüssigkeit operieren, mindestens dem Hundertfachen des zu fixierenden Gegenstandes. Bei kleinen Objekten ist die Fixierung schon nach wenigen Stunden vollzogen, bei etwas größeren Objekten etwa nach Ablauf eines Tages. Die fixierten Objekte sind mit fließendem Wasser sorgfältig auszuwaschen, damit alle Fixierungsflüssigkeit aus ihnen entfernt werde. Es lassen sich mit Erfolg zu diesem Zwecke gläserne Kristallisierschalen mit senkrechten Wänden benutzen. Man bedeckt sie mit einer genau anschließenden Glasscheibe, die in ihrer Mitte von einem kreisförmigen Loche durchbohrt ist. Eine solche Scheibe kann aus zwei Hälften bestehen, was ihren genauen Anschluß an die Ränder der Glasscheibe erleichtert. Durch die mittlere Öffnung der Scheibe läßt man aus der Wasserleitung einen dünnen Strahl in die Kristallisierschale einströmen; zu der nämlichen Öffnung muß das Wasser auch heraustreten. Der einströmende Wasserstrahl treibt die Objekte an den Seitenwänden der Schale in die Höhe, sie wirbeln dort hin und her, ohne die Peripherie der Schale zu verlassen, und bleiben somit in ihr, trotz des energischen Bades.

Ein anderes Fixierungsmittel, das sich meist sehr gut bewährt, verhältnismäßig leicht in die Objekte eindringt und den Vorzug weit größerer Billigkeit hat, ist der Carnoysche Eisessig-Alkohol, ein Gemisch aus drei Teilen absolutem Alkohol und einem Teil Eisessig. Als sehr gutes Fixierungsmittel stellt sich endlich das neuerdings von H. O. Juel[1]) empfohlene Gemisch aus 2 *g* Zinkchlorid, 2 *ccm* Eisessig und 100 *ccm* 45—50 proz. Alkohol heraus. Die Objekte haben etwa 24 Stunden in diesen Gemischen zu verweilen.

Als Einbettungsmedium ist Paraffin zu benutzen. Da die Objekte nur in wasserfreiem Zustand in letzteres gelangen dürfen, so müssen sie zuvor entwässert werden. Man legt sie zu diesem Zwecke, nach erfolgtem Auswaschen, zunächst auf 2 Stunden in 50 proz. Alkohol, dann aus diesem auf 2 Stunden in 70 proz., dann auf ebensolange in 80 proz., dann in etwa 95- oder 96 proz., in welchem sie eventuell auch aufbewahrt werden können. Wenn es sich um sehr kleine Objekte handelt, so kann man, um sie nicht zu verlieren, ihre Fixierung, Auswaschung und Entwässerung in Fairchildschen Siebeimerchen (Fig. 116)

1) Flora, Bd. 93, 1904, S. 56.

vornehmen, welche von C. Gerhardt, Marquarts Lager chemischer Utensilien in Bonn, mit 0,30 bis 0,35 Mk. berechnet werden. Es sind das kleine durchlöcherte Behälter aus unglasiertem Porzellan, in welchen das Objekt dauernd verweilt, der Austausch der Flüssigkeiten aber durch die vorhandenen Löcher sich vollzieht. Es lassen sich aber auch, fast noch vorteilhafter, zur Fixierung, Auswaschung und Entwässerung 5 bis 8 *cm* hohe, 3,5 *cm* weite Glaszylinder mit Kugelstopfen benutzen, welche das ebengenannte Gerhardtsche Lager zu 0,50 Mk. liefert. Nachdem das Objekt in diesen Gläsern fixiert wurde, nimmt man den Kugelstopfen ab, entfernt die Fixierungsflüssigkeit und spannt, mittels Gummiring, feinmaschige Gaze über die Öffnung. Dann läßt man den Wasserstrahl einströmen. Weiterhin nimmt man auch die Entwässerung in demselben Gefäß vor, ohne daß eine Übertragung der Objekte notwendig wäre.

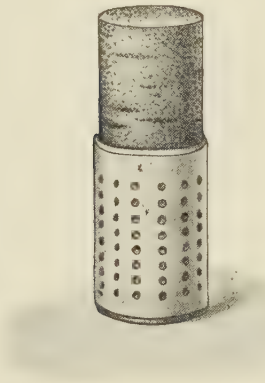


Fig. 116. Siebeimerchen für kleine Objekte, mit einem Pfropfen verschlossen.

Aus dem 96 proz. Alkohol müssen die Objekte für die Dauer von 1—2 Stunden in absoluten Alkohol gelangen. Man hat dafür zu sorgen, daß dieser Alkohol wirklich wasserfrei sei. Das erreicht man unter Umständen erst, indem man zu dem käuflichen sog. absoluten Alkohol Kupfervitriol, das durch Glühen frisch entwässert wurde, zusetzt. Dann gelangen die Objekte in ein Gemisch von $^1/_2$ absolutem Alkohol und $^1/_2$ Chloroform. In diesem Gemisch, auf dem das Objekt zunächst schwimmt, muß es schließlich untersinken. Das kann unter Umständen ziemlich lange dauern; dann aber erst darf das Objekt in reines Chloroform gelangen. Nach völliger Durchtränkung mit diesem, d. h. bei Gewebsstücken meist erst nach 24 Stunden, gelangt das Objekt in eine Glasdose oder in ein Porzellannäpfchen mit Chloroform, dem Spuren von Paraffin von 45° Schmelzpunkt zugefügt werden. Man schließt das betreffende Gefäß jetzt in einen Wärmeschrank, bzw. Paraffinofen, ein[1]), der auf ca 55° erwärmt ist, und läßt es dort 1 oder 2 Tage, bei schlechter durchdringbaren Objekten auch wohl länger, stehen. Aus dieser Lösung wird das Objekt in reines, geschmolzenes Paraffin von 45° Schmelzpunkt übertragen und verweilt darin im Wärmeschrank etwa 1 Tag, dann gelangt es in Paraffin von 52° Schmelzpunkt auf 1 oder 2 Tage, unter allen Umständen aber so lange, daß es vollständig durchtränkt sei. — Nunmehr wird das flüssige Paraffin samt Objekt in ein passendes kleines Gefäß (etwa ein aus Schreibpapier gefaltetes Kästchen, — wir benutzen Uhrschalen oder viereckige Porzellanschälchen, die wir zuvor mit Glyzerin dünn überstreichen) gegossen. Man sucht den Objekten die gewünschte Lage zu geben, verteilt sie, wenn sie in Mehrzahl vorhanden sind, entsprechend im Paraffin und bringt dieses rasch zum Erstarren. Das geschieht durch Eintauchen des kleinen Gefäßes in kaltes Wasser. Werden Uhrgläser verwandt,

1) Vgl. S. 220, Fig. 117.

so läßt man sie zunächst auf dem kalten Wasser schwimmen und taucht sie unter, wenn die Oberfläche des Paraffins fest geworden ist. Die dünne Glyzerinschicht, mit der wir die Gefäße zuvor überstrichen, gestattet es leicht, das erstarrte Paraffin aus ihnen herauszuheben; man schneidet das Paraffinstück dann in kleine Würfel oder in rechteckige Säulen. Es empfiehlt sich, Paraffin von 52° Schmelzpunkt in einem Becherglas im Wärmeschrank zu halten und es stets flüssig zur Verfügung zu haben. Man setzt dann, falls nötig, von diesem Paraffin zu, um eine entsprechende Verteilung der Objekte in den Gefäßen zu erlangen. Man kann eventuell auch mit solchem Paraffin gleich das kleine Gefäß füllen und die Objekte einzeln aus dem Paraffin, in dem sie imprägniert wurden, herausholen, um sie in diesem Paraffin entsprechend anzuordnen. Die weiterhin hergestellten Paraffinwürfelchen oder rechteckigen Paraffinsäulchen werden mit einer heißen Nadel, einem größeren Paraffinblock oder einem entsprechend zugeschnittenen Kork resp. Holzklötzchen aufgeschmolzen. Letztere sollen diejenige Breite haben, wie sie für eine gute Befestigung in der Klammer des Objekthalters am Mikrotom erforderlich ist, und eine solche Höhe besitzen, wie sie zum bequemen Schneiden wünschenswert erscheint. Das Miktrotommesser muß eine Seite des rechteckigen Paraffinstückchens, welches das Objekt enthält, genau parallel treffen. Soll aber, was bei so eingebetteten Präparaten nur ganz ausnahmsweise geschieht, nicht mit quer-, sondern mit schräggestelltem Messer geschnitten werden, so gibt man dem Paraffinstückchen, welches das Objekt enthält, die Gestalt eines dreiseitigen Prismas und sorgt dafür, daß die vom Messer zunächst getroffene Seite zu seinem Rande parallel gerichtet sei.

Die Übertragung aus Alkohol in Paraffin durch Vermittlung von Chloroform hat sich für unsere Zwecke am besten bewährt. Von anderer Seite wird besonders Zedernholzöl empfohlen[1]). Diese Übertragung hat den Vorzug größerer Einfachheit. Zur Verwendung kommt meist nicht das verdickte, zu homogener Immersion der Objekte benutzte, sondern das gewöhnliche, in den Preislisten oft mit der Bemerkung „zum Aufhellen" versehene Zedernholzöl, doch treten andere für das verdickte besonders ein[2]). Man gießt in einen kleinen Zylinder etwas Zedernholzöl und bringt vorsichtig absoluten Alkohol auf dasselbe. Das Objekt wird aus absolutem Alkohol nunmehr in den über dem Zedernholzöl befindlichen übertragen und sinkt langsam in letzteres ein. Dann wird der Alkohol vorsichtig von dem Zedernholzöl wieder abgegossen und das Objekt entweder in ein Gemisch von halb Zedernholzöl und Paraffin für $^1/_2$ Stunde und dann in reines Paraffin oder auch gleich in reines Paraffin übertragen. Die meisten Objekte lassen auch diese letzte Vereinfachung der Behandlung zu, und zwar gleich die Übertragung in Paraffin von dem höheren Schmelzpunkte. Von diesem sind sie nach etwa 3 Stunden schon imprägniert und nach der Abkühlung zum Schneiden fertig.

Als Paraffinofen kann jeder doppelwandige, oft als Trockenapparat bezeichnete Wärmeschrank dienen. Der Raum zwischen seinen Wandungen wird mit Wasser gefüllt, in welches ein Thermoregulator taucht, der den Gaszufluß zu den unter dem Apparat befindlichen

1) Lee-Mayer, Grundzüge der mikroskopischen Technik für Zoologen und Anatomen. II. Aufl. 1901, S. 86.

2) Bolles Lee und Henneguy, Traité des Méth. tech., II. Aufl. 1896, S. 254.

Flammen reguliert. Sehr empfehlenswert ist der doppelwandige Trockenofen, Heidelberger Modell von Jung (Nr. 801). Er ist aus Kupferblech gearbeitet und kann mittels eines Eisenrahmens an die Wand gehängt werden (Fig. 117). Er stellt sich mit gelochten Einlegeplatten und Glasschieberstür (*Th*), mit Gaszuleitungsröhren (*a*, *b*) vernickeltem Mikrobrenner und Glimmerzylinder (*Z*), bei 31 × 20 × 24 cm innerer Weite auf 66, bei 20 × 14 × 18 cm innerer Weite auf 49,50 Mk. Die obere Wandung des Ofens ist mit drei Öffnungen versehen: in die am meisten links gelegene wird ein Thermometer (*t*) eingeführt; welches in das zwischen die Wände gefüllte Wasser taucht und dessen Temperatur angibt; ein anderes Thermometer (*t*) reicht durch die zweite Öffnung in den Luftraum des Ofens hinein und zeigt dessen Temperatur an. Doch ist dieses für die hier in Betracht kommenden Zwecke nicht nötig, ja, dieses Thermometer wirkt sogar störend im Innenraum, so daß wir vorziehen es zu entfernen und die Öffnung mit einem Kork zu verschließen. In die dritte Öffnung wird ein selbsttätiger Wärmeregulator (*R*) eingesteckt, der wieder in Wasser taucht. Letzterer kann ebenfalls von Jung für 6,50 Mk. bezogen werden.

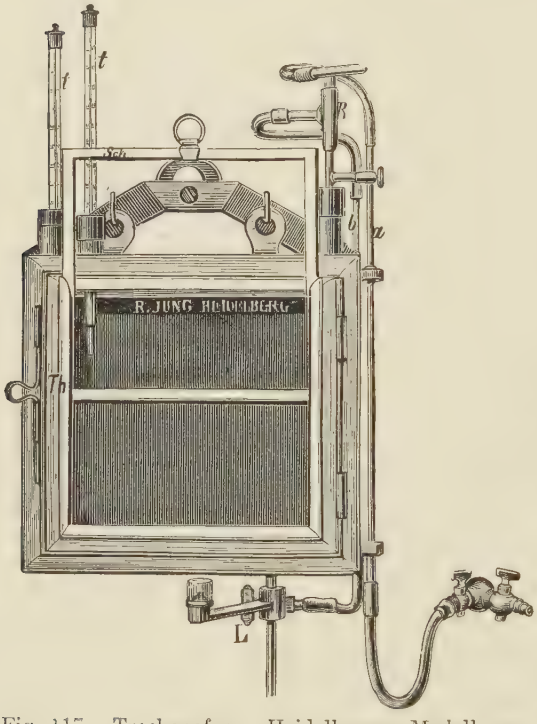



Fig. 117. Trockenofen. Heidelberger Modell von R. Jung. Buchstabenerklärung im Text.

Bei schräger Stellung des Mikrotommessers werden nur Einzelschnitte hergestellt. Bei querer Stellung des Messers stoßen hingegen die aufeinander folgenden Paraffinschnitte zusammen und verkleben mit ihren Kanten zu einem fortlaufenden Bande. Ist das Messer richtig orientiert und scharf, so werden die Schnitte nicht zusammengepreßt, d. h. sie behalten annähernd den Querdurchmesser, welchen das Paraffinstückchen aufweist. Falls die Schnitte sich aufrollen, so hängt das mit der zu großen Härte des Paraffins, einer zu großen Dicke der Schnitte, oder mit beiden Ursachen zusammen. Im allgemeinen gleitet das Band gut auf der Messerfläche fort; bei kleinen Störungen hilft man mit einer an ihrem Ende umgebogenen (Fig. 118) oder halb lanzettförmigen Nadel (Fig. 119) nach. Die umgebogene Nadel dient dann auch zum Abnehmen der Bänder, die hierauf mit einem sehr schmalen Skalpell (Fig. 120) in entsprechend lange Stücke zerlegt werden. Die drei genannten Instrumente sind im Jungschen Verzeichnis mit den Nummern 746, 745 und 767 bezeichnet und mit 0,70, 0,80 und 1 Mk. berechnet. Es ist sehr

erwünscht, über große Deckgläser zu verfügen, um das Band nicht in zu kurze Abschnitte zerlegen zu müssen. Sollte das Band sich etwas gewellt haben, so legt man es über den Rücken der Hand und zieht es mit der anhaftenden Nadel an dem einen Ende an. Die Wärme der Hand und die kleinen Widerstände auf ihr genügen, um eine Geradstreckung des Bandes zu ermöglichen.

Dann gilt es, die Paraffinschnitte bzw. Schnittserien auf dem Objektträger zu befestigen. Wir tun das entweder mit Wasser[1]) oder mit Eiweißglyzerin[2]), oder wir kombinieren beide Verfahren. — Reines, staubfreies Wasser wird in einer flachen Porzellanschale ein wenig erwärmt und die Schnitte mit der Nadel auf dessen Oberfläche geworfen. Sie breiten sich dort sehr schön aus und werden dann mit untergeschobenem Objektträger wieder herausgehoben. Man läßt sie an der Luft trocken werden und legt sie für etwa 1 Stunde oder länger in die Fächer des oberen Kastens des in Fig. 117 dargestellten Paraffinofens oder in sonst einen Wärmeschrank. Das Paraffin wird hierauf mit Terpentin, eventuell Xylol, fortgelöst, während die Objektschnitte an dem Objektträger haften bleiben. — Wird die Befestigung auf dem Objektträger mit Eiweißglyzerin vorgenommen, so ist es ein Gemisch von gleichen Teilen Eiweiß und Glyzerin, das man dazu benutzt[3]). Es empfiehlt sich, diese Lösung zu filtrieren. Sie hält sich, wenn man ein Kampferstückchen hineinlegt resp. vor dem Filtrieren einen Tropfen Karbol hinzufügt, wochenlang. Sie wird nur in sehr geringer Menge dem Objektträger aufgetragen und mit dem Ballen der Hand glatt verrieben. Sie bildet auf dem Objektträger eine unmerkliche Schicht. Die Schnitte werden nun aufgelegt und mit einem trockenen Pinsel, oder dem trockenen Finger oder einem staubfreien Läppchen angedrückt. Hierauf erwärmt man den Objektträger über einer Flamme, bis das Paraffin zu schmelzen beginnt. Das Paraffin wird dann, wie in dem anderen Falle, mit Terpentin oder Xylol entfernt. — Die Kombination beider Methoden besteht darin, daß man Eiweißglyzerin auf dem Objektträger vertreibt und dann eine geringe Menge warmes, destilliertes Wasser darauf gießt. Auf diesem Wasser, das man eventuell noch schwach erwärmt, läßt man die Schnitte schwimmen, ordnet sie, nachdem sie sich ausgebreitet, saugt das Wasser mit Fließpapier auf, trocknet sie an der Luft und erwärmt über einer

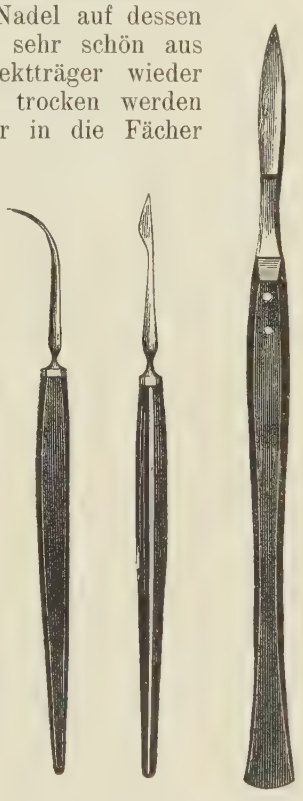


Fig. 118. Fig. 119. Fig. 120.
Fig. 118 und 119 Nadeln, Fig. 120 schmales Skalpell von Jung.

1) Vgl. Gulland, Journ. of Anat. and Phys., Vol. XXVI, 1891, p. 56.

2) Im wesentlichen nach Paul Mayer, Mitt. a. d. Zool. Stat. in Neapel, Bd. IV, 1883, S. 521.

3) Von Paul Mayer zuerst vorgeschlagen. Mitt. a. d. Zool. Station zu Neapel, Bd. IV, 1883, S. 521.

Flamme[1]). Es ist auch vorgeschlagen worden, nach Verreibung des Eiweißglyzerins, das Eiweiß zunächst bei 70° im Wärmeschrank koagulieren zu lassen, dann erst das Wasser aufzugießen, die Schnitte aufzutragen und das Wasser ein wenig zu erwärmen, so lange, bis daß die Schnitte sich faltenlos ausgebreitet haben. Dann müsse man das Wasser mit Fließpapier entfernen und das Präparat an der Luft oder im Wärmeschrank bei 30 bis 45° C trocknen[2]). Auch mit reinem Eiweiß hat man ähnlich operiert, es mit dem 10fachen Volumen Wasser längere Zeit geschüttelt, dann filtriert, mit einem Glasstab dem Objektträger aufgestrichen und diesen dann in aufrechter Stellung getrocknet. So präparierte Objektträger werden dann unter Mikrotomschnitte, die auf Wasser von 40° C in einer größeren Schale schwimmen, plan untergeschoben und so die Schnitte herausgehoben. Dann läßt man bei 35° C trocknen und entfernt hierauf das Paraffin mit Xylol, letzteres mit absolutem Alkohol[3]).

Während bis vor kurzem die mikroskopischen Präparate fast nur aus freier Hand geschnitten wurden, von Mikrotomen allenfalls nur einfache Handmikrotome in Benutzung kamen, ist jetzt das zusammengesetzte Mikrotom in jedem Institut zu finden. Die Kenntnis seiner Handhabung muß jetzt jeder sich aneignen, der auf histologischem Gebiet mit Erfolg arbeiten will. Die Zahl guter Mikrotome, die von verschiedenen Mechanikern hergestellt werden, ist bereits sehr groß. Die meisten fanden ihre Anhänger: tatsächlich wird man oft geneigt sein, dasjenige Mikrotom für das beste zu halten, an welches man gewöhnt ist. In ihrer Konstruktion unterscheiden sich die verschiedenen Mikrotome, die jetzt benutzt werden, dadurch voneinander, daß bei den einen das Messer und das zu schneidende Objekt auf annähernd horizontalen Schlitten sich bewegen; bei den anderen eine horizontale Bahn für das Messer, eine senkrechte für das Objekt vorhanden sind; endlich bei noch anderen das Messer feststehend ist, und das Objekt gegen dasselbe geführt wird.

Wir benutzen seit Jahren die Thoma-Jungschen Schlittenmikrotome von R. Jung und finden, daß sie bis jetzt allen Anforderungen entsprachen, die wir an sie stellten. Diese Mikrotome arbeiten nicht so rasch wie manche anderen, werden aber in Hinsicht auf die Sicherheit der Leistung und die Gleichmäßigkeit in der Dicke der aufeinanderfolgenden Schnitte kaum von anderen übertroffen. Wir wollen daher unsere Aufgaben über Bau und Benutzung der Mikrotome auf die Schilderung eines Jungschen Mikrotoms beschränken, im übrigen aber gern zugeben, daß es auch andere Mikrotome gibt, welche ihre Aufgabe sehr gut lösen. Bei dem komplizierten Bau, den die vollkommeneren Mikrotome jetzt besitzen, ist es einem jeden, der sich mit ihrem Gebrauch vertraut machen will, anzuraten, daß er sich an ein Institut wende, in welchem Mikrotome in Benutzung stehen. Er wird dort rasch alle Handgriffe erlernen und die nötigen Erfahrungen sammeln, welche er sonst auf Grund von Beschreibungen und durch eigenes Probieren nur äußerst langsam sich aneignen kann.

Das Thoma-Jungsche Schlittenmikrotom, das wir benutzen (Fig. 121), zeigt am Gestell (Nr. 226 des R. Jungschen Preisverzeichnisses) zu

1) Im wesentlichen nach Duval, Journ. de l'Anat. et de la Physiol., T. XXVII, 1891, p. 26.

2) Fr. Reinke, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. XII, 1895, S. 22.

3) G. Mann, Zeitschr. f. wiss. Mikr., Bd. XI, 1894, S. 486.

beiden Seiten einer senkrecht stehenden Mittelplatte je eine 27 *cm* lange Schlittenbahn. Die höher gelegene Messerbahn ist wagerecht, die tiefer gelegene Objektbahn steigt langsam an. Der schwere Schlitten (*O*), der

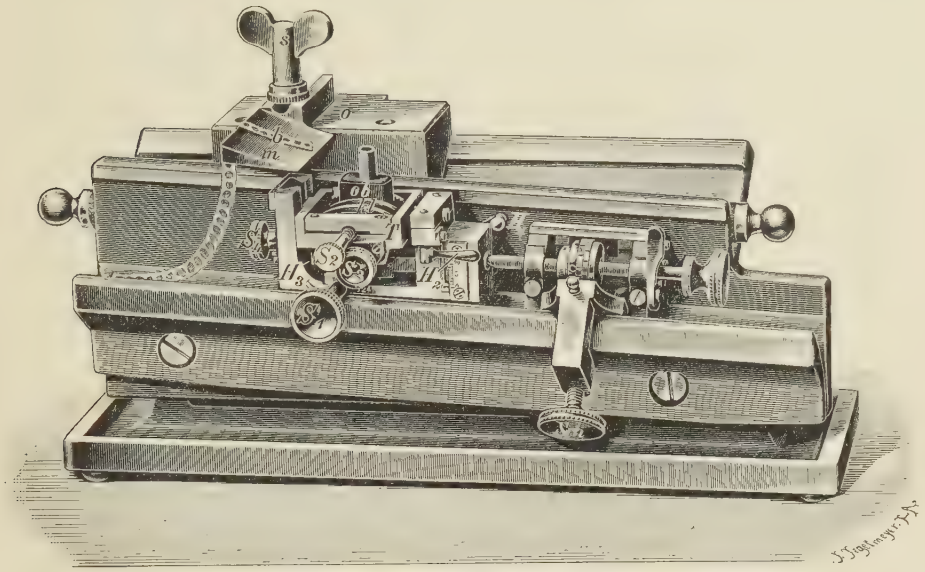


Fig. 121. Thoma-Jungsches Schlittenmikrotom mit Ausrüstung. Erklärung der Buchstaben im Text.

auf fünf Elfenbeinplättchen sicher und ruhig in der oberen Bahn gleitet, nimmt das Messer (*m*) auf, welches mit einer Schraube (*s*) (wie in Fig. 121) festgeklemmt wird. Auf der unteren Bahn gleitet ein Schlitten, in dem man den Objekttäger (*T*) vermittels der Schraube $S_1$ durch Zahn und Trieb auf- und abwärts bewegen kann. Der Objektträger wird in der gewünschten Höhe durch den Hebel $H_1$ fixiert; zum Festhalten des Objekts (*Ob*) dient die durch die Schraube $S_2$ bewegliche Klammer (*Kl*). Um die vertikale Stellung des Objekts möglichst varieren und dabei das Objekt in seiner veränderten Stellung festhalten zu können, sind an dem Schlitten die beiden Schrauben $S_3$ und $S_4$, sowie die Hebel $H_2$ und $H_3$ angebracht. Die mit geteilter Trommel versehene Mikrometerschraube ist in der unteren Bahn durch die Klammer *Sch* fixiert. Ihre Spitze berührt den Objektschlitten, der durch jede Vorwärtsdrehung der Mikrometerschraube fortbewegt wird. Die Teilungen an der Schraube gestatten, Bewegungen des Objektschlittens auf der schiefen Ebene zu veranlassen, die einer Hebung derselben um 0,001 *mm* entsprechen. Durch eine Einschnappvorrichtung werden die erwünschten, zuvor eingestellten Bewegungen der Schraube, und zwar von 1—15 Tausendstel Millimeter mit Anschlag angegeben. Zum Schneiden benutzen wir die Mikrotommesser nach Henking (Fig. 122) mit 6 *cm* Griff- und 6 *cm* Schnittlänge; die untere Seite des Messers ist plan, die obere konkav geschliffen. Weiche Objekte schneiden

Fig. 122. Mikrotommesser nach Henking, $^1/_3$ nat. Gr.

wir mit Messern, deren Oberseite möglichst konkav geschliffen, deren Klinge also besonders dünn ist; beim Schneiden härterer Objekte wenden wir jedoch weniger konkav, also auch weniger dünn geschliffene Messer an. Da der Griff am Messer eine Verschiebung der Befestigungsstelle gestattet, so können verschiedene Stellen der Schneide nacheinander in Verwendung kommen. In solcher Ausrüstung, wie sie durch die Abbildung 121 vorgeführt wird, kommt dieses Mikrotom auf 214,35 Mk. zu stehen, und zwar das Gestell von Eisen Nr. 226 mit 27 *cm* langer Schlittenbahn, inkl. Messerschlitten 78,75 Mk., der Objektschlitten mit beweglichem Objekthalter nach L. Koch Nr. 239 71,40 Mk., die Mikrometerschraube mit Einschnappvorrichtung Nr. 250 64,20, zwei Mikrotommesser nach Henking, *a* und *b*, mit verschieden dünner Klinge, welche von Wilhelm Walb, Nachf. in Heidelberg zu beziehen sind, Nr. 16 seines Verzeichnisses je 6,50 Mk., dazu Etui für zwei Messer 2,50 Mk.

Die Mikrotommesser nach Henking benutzt man vorzugsweise zum queren Schneiden. Sollte man, was bei den gewöhnlich in Paraffin eingebetteten botanischen Objekten selten nötig sein dürfte, mit schräg gestelltem Messer schneiden müssen, so gebraucht man zweckmäßig die Mikrotommesser nach Thoma, etwa Nr. 4 des Walbschen Verzeichnisses mit 12 *cm* Schnittlänge, zum Preise von 11 Mk., welche direkt an dem Messerschlitten befestigt werden können, oder Jungsche Mikrotommesser von 12 *cm* Schnittlänge, Nr. 662 des Jungschen Verzeichnisses zu 8,50 Mk. Letztere werden in einen Messerhalter eingespannt (zu empfehlen Form *n*, Nr. 603 des Jungschen Verzeichnisses von 1903, im Preise von 9 Mk.), der seinerseits mittels einer Schraube am Messerschlitten befestigt wird. Innerhalb dieses Halters kann das Messer nach Bedarf verschoben werden, so daß alle Stellen der Messerschneide zur Ausnutzung gelangen. Erwähnt wurde schon, daß bei der queren Stellung der Messer zur Objektbahn die aufeinanderfolgenden Schnitte mit ihrem Rande zusamenstoßen, aneinander haften bleiben und so ein zusammenhängendes Band bilden (*b* in Fig. 121), während man bei Schrägstellung des Messers nur Einzelschnitte erhält.

Selbstverständlich muß das Mikrotom möglichst rein gehalten werden, da jedes Schmutzteilchen an ihm meßbare Dicke besitzt. Zur Einfettung der Schlittenbahn darf man nur das beste säurefreie Knochenöl verwenden.

Das Thoma-Jungsche Schlittenmikrotom wird von Jung auf Wunsch so eingerichtet, daß die Bewegung des Messerschlittens nicht aus freier Hand, sondern durch Kurbel und Saite erfolgt. Diese Einrichtung kostet 34 Mk.

In den Vereinigten Staaten wird viel benutzt und ist in der Tat empfehlenswert, das Minot automatic rotary microtome. Dieses Mikrotom wird durch eine Kurbel in Bewegung versetzt. Es arbeitet sehr rasch und gestattet leicht die Gewinnung langer Schnittbänder. Es wird hergestellt von der Bausch & Lomb Optical Co., Rochester N. Y., U. S. A., Vertreter in Frankfurt a. M., Bahnhofsplatz 8. Der Preis würde mit zwei Messern etwa 360 Mk. betragen.

Vor einiger Zeit hat R. Jung, in Anlehnung an das englische Cathcart improved microtome, ein sehr billiges Instrument, das er Studentenmikrotom nennt, konstruiert (Fig. 123), das auch harte Gegenstände schneidet und sonst auch manchen Anforderungen der Mikrotomtechnik genügt, ohne freilich die Herstellung so dünner Schnitte, wie sie das Thoma-Jungsche Schlittenmikrotom liefert, zu ermöglichen. Anfängern wäre dieses Instrument immerhin zu empfehlen. Es wird im Verzeichnis

von 1903, unter den Nummern 21, 22 und 23, zum Preise von 20, 25 (Fig. 123) oder 33 Mk. angeboten und besitzt ein massives gußeisernes Gestell, das man an eine Tischplatte schraubt. Das Gestell (*g*) trägt einen Hohlzylinder (*c*), in welchen man einen anderen Zylinder (*o*), der als Objekthalter dient, hineinsteckt. Gehoben wird letzterer durch die Mikrometerschraube (*ms*). Je nachdem nun diese ohne oder mit Teilung versehen ist, aus freier Hand oder automatisch bewegt wird, steigt der Preis des Instruments in dem zuvor genannten Verhältnis. Das Messer (*m*) ist, falls es zum Schneiden harter Gegenstände dienen soll, beiderseits plan, für Paraffinpräparate beiderseits konkav. Solche Messer kosten je 4 Mk. Sie werden in einer Klammer befestigt. Die Führung des Messers erfolgt durch eine Stange, die zwischen zwei Schraubenspitzen drehbar ist. Die Führungsstange endet in dem Handgriff (*h*). Die Messerschneide beschreibt konzentrische Kreise, so daß das Objekt an weiter abliegenden Stellen mit größerer Schnelligkeit als an näher befindlichen durchschnitten wird. Für Objekte von relativ geringem Durchmesser bringt das keine wesentlichen Nachteile. Besondere Objekthalter zum Aufschmelzen (*o* in Fig. 123) oder zum Einspannen der Gegenstände (*B* in Fig. 123) werden mit je 3 Mk. berechnet (*d* und *e* des Verzeichnisses).

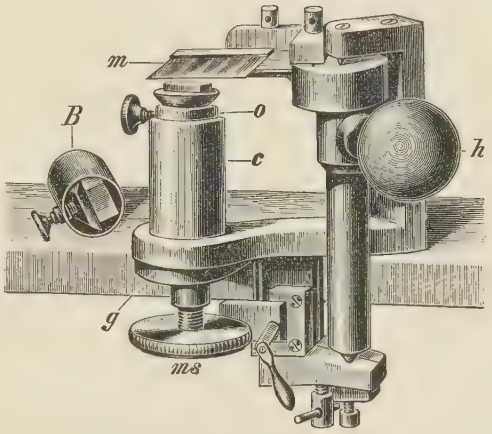



Fig. 123. Einfacheres Mikrotom von R. Jung. *B* ein Objekthalter mit Klammern zum Einspannen der Gegenstände. Erklärung der Buchstaben im Text.

Von einem guten Mikrotom ist zu verlangen, daß es tadellose Schnitte von mindestens fünf Tausendstel Millimeter Dicke zu liefern imstande sei. Solche Schnitte sind aber nur mit ganz tadellosen Messern herzustellen. Die Mikrotommesser müssen viel korrekter als gewöhnliche Rasiermesser gearbeitet sein und lassen sich durch letztere nie vollkommen ersetzen. Für feuchte Schnitte werden die Messer schräg gestellt, und müssen daher auch weit bedeutendere Länge besitzen als jene Messer, die man quer stellt, um in Paraffin eingebettete Objekte zu schneiden. Die schräg zu stellenden Messer sind mit abgebogenem Griff versehen, welcher auch ihre sehr schräge Einstellung zuläßt. Die geraden Messer werden ohne Griff benutzt. Die Schneide des Messers darf nicht so flach sein, daß sie federt, ein Übelstand, der bei Benutzung hohlgeschliffener Rasiermesser sich leicht einstellt. Die untere Fläche ist bei den Mikrotommessern flach geschliffen. — Beim Abziehen des Messers wird dessen vordere Kante keilförmig. Es bildet sich eine obere und untere Schneidenfacette und kommt es darauf an, daß die untere Schneidenfacette genau parallel zur Gleitebene des Messerschlittens liegt. Sonst sind gute Schnitte unmöglich. Das Messer muß demgemäß nicht seiner ganzen unteren Seite nach, sondern nur der Schneidenfacette gemäß orientiert sein, und da diese schräg nach vorn aufsteigt, so muß, damit sie in eine wagerechte Lage komme, die Unterseite des Messers gegen die

Rückenfläche aufsteigen. Daher an Messern, die mit Griff versehen und an diesem befestigt werden, die untere Fläche der Klinge stets um einen kleinen Winkel gegen die Ebene des Griffes gedreht ist. Bei den kurzen Messern, die in Messerhalter gefaßt werden, ist ebenfalls auf eine richtige Orientierung der Schneidenfacette, die bei einer entsprechenden Neigung der planen Unterseite des Messers leicht erreicht wird, zu achten. — Aus all dem Gesagten geht zugleich hervor, wie wichtig es ist, daß Mikrotommesser in richtiger Weise abgezogen werden. Sie dürfen nicht einem unerfahrenen Instrumentenmacher übergeben werden.

Dasjenige Färbungsverfahren der auf den Objektträger aufgeklebten Mikrotomschnitte, das sich für den Zellinhalt pflanzlicher Objekte bis jetzt am besten bewährt hat, ist die im Bonner botanischen Institut für pflanzliche Objekte besonders ausgeprobte Dreifachfärbung mit Safranin-Gentianaviolett-Orange, die gewöhnlich als Flemmings Orangeverfahren bezeichnet wird. Es kommen dabei drei Farben zur Anwendung, die höchste Zahl, die sich bis jetzt mit Vorteil an demselben Objekte vereinigen ließ. Diese Farben werden nicht gemischt, sondern nacheinander dargeboten, und verlangt jede von ihnen eine ganz bestimmte Dauer der Einwirkung und eine entsprechende Nachbehandlung. Sehr gute Resultate erhielten wir mit dieser Färbung stets an Objekten, die mit Flemmingscher Lösung, auch wohl einer anderen ähnlichen chromsäurehaltigen Flüssigkeit fixiert worden waren; an den mit Alkohol fixierten Objekten hingegen erst nach vorausgegangener Beizung der auf dem Objektträger befestigten Schnitte mit 1 proz. Chromsäurelösung. Die Objektträger mit den Schnitten wurden zu diesem Zwecke 24 Stunden lang in die Chromsäurelösung gestellt, dann in reines Wasser übergeführt und dort mindestens 2 Stunden sich selbst überlassen.

Zur Färbung darf unter allen Umständen nur geschritten werden, wenn alles Paraffin aus den Schnitten durch Abspülen mit Terpentin und darauffolgendem absolutem Alkohol entfernt ist. Die Objekte gelangen hierauf für einen Tag, unter Umständen auch länger, in eine dunkle alkoholische Lösung von Safranin. Man verwendet hierbei eine konzentrierte Lösung von Safranin in Alkohol, zu der man ein gleiches Volumen Wasser und ein wenig Anilinwasser hinzufügte. Hierauf werden die Schnitte mit Alkohol behandelt, dann mit Alkohol, dem 0,1 Proz. Salzsäure zugesetzt ist, übergossen, und abermals mit reinem Alkohol ausgewaschen. Dieses Auswaschen gilt es sehr vorsichtig auszuführen, namentlich darf der Salzsäurealkohol nur sehr kurz einwirken, damit nicht zuviel Safranin den Schnitten entzogen werde. Im allgemeinen ist die erwünschte Farbenentziehung sehr rasch vollzogen. Dann wird der Objektträger auf etwa 3 bis 5 Minuten, unter Umständen aber auch wesentlich länger, in eine dunkle wässerige Lösung von Gentianaviolett gestellt. Dann wäscht man ihn rasch in Wasser aus, oder überträgt ihn unmittelbar in eine nicht zu dunkle wässerige Lösung von Orange G., welche gewöhnlich eine, höchstens 2 Minuten auf die Schnitte einwirken darf. Man wäscht die Schnitte in absolutem Alkohol aus, setzt dann die Waschung in Nelkenöl fort, solange noch blaue Gentianawolken aus den Schnitten entweichen, trägt dann in Xylol gelösten Kanadabalsam auf und bedeckt mit dem Deckglas. Es ist darauf zu achten, daß man nicht mehr Kanadabalsam verwende, als unter dem Deckglas festgehalten wird. Daß man nur sehr dünne Deckgläser benutzen darf, ist für diese Untersuchungen, die bei starker Vergrößerung vorgenommen werden sollen, selbstverständlich; Vorteil bringt es, über große Deckgläser zu verfügen, welche die Bedeckung verhältnismäßig langer Schnittbänder zulassen.

Die Dauer der Einwirkung der einzelnen Farbstoffe und ihres Auswaschens ist für jedes Objekt auszuprobieren. Sie fällt je nach der Natur des Objektes und der Art seiner Fixierung verschieden aus. Während beispielsweise bei der Färbung des Inhalts bestimmter in Teilung begriffener Pollenmutterzellen das Einhalten der eben empfohlenen Dauer bei den Färbungen, Auswaschungen, Entwässerungen und Aufhellungen sich bewährte, erhielten wir für das Gewebe bestimmter Algen die besten Resultate, wenn die Safraninfärbung nur eine halbe Stunde, die Gentianafärbung 10 Minuten, die Orangefärbung 1 Minute dauerte. Der Färbung mit Orange mußte ein Auswaschen mit Wasser, nicht direkt ein solches mit absolutem Alkohol folgen. Wurde gleich mit absolutem Alkohol operiert, so hatte das ein ganz vollständiges Ausziehen des Gentianavioletts zur Folge. — Ist die dreifache Färbung in jedem einzelnen Falle gut gelungen, so zeigen sich die verschiedenen Bestandteile des Protoplasmas in verschiedener, die Unterscheidung wesentlich fördernder Weise tingiert. — Als Gefäße, um die Färbung vorzunehmen, sind kleine Zylinder, zum Teil auch rechteckige Kästen, bei uns in Gebrauch. Die kleinen Zylinder sind bestimmt, nur je einen Objektträger aufzunehmen, und von dementsprechender Größe. Wir ziehen es unter Umständen vor, jeden Objektträger einzeln den Färbungsmanipulationen zu unterwerfen, weil auf diese Weise dem Zufall ein gewisser Spielraum gelassen wird, der es fügt, daß einzelne Präparate ausnehmend gut geraten, auch bald diese, bald jene Struktureigentümlichkeit besser in ihnen vortritt. Auch haben diese kleinen Zylinder den Vorteil, sich leicht und gut mit eingeriebenen Glasstopfen schließen zu lassen.

Vielfach bringt es auch besonderen Vorteil beim Färben das Heidenhainsche Eisenhämatoxylin anzuwenden. Wir verfahren dabei gewöhnlich in folgender im Kieler anatomischen Institut gebräuchlichen Weise. Nach Beseitigung des Paraffins aus den Schnitten durch Xylol, dieses durch absoluten Alkohol, der von der Osmiumsäure herstammenden Schwärzungen durch kürzeres oder längeres Belassen in Terpentin, des letzteren wieder durch absoluten Alkohol, übertragen wir die Objekte für einige Minuten in 95proz. Alkohol, aus diesem in destilliertes Wasser, worin sie abgespült werden. Dann gelangen die Objekte in eine 2proz. wässerige Lösung von schwefelsaurem Eisenoxydammon Heidenhains (von Grübler & Co., Leipzig zu beziehen). In dieser bleiben sie die Nacht über oder 24 Stunden lang. Hierauf werden sie in destilliertem Wasser abgespült, und in eine genügend alte Hämatoxylinlösung ($^1/_2$proz. in 5 Teilen Alk. absol. auf 100 Teile Wasser) für 24 Stunden gebracht. Nach der Einwirkung des Hämatoxylins erscheinen die Präparate tief schwarz. Sie werden im Leitungswasser gründlich abgespült, und zum Differenzieren wieder in die wässerige 2proz. Eisenoxydammonlösung gebracht. Nachdem der genügende Grad der Differenzierung erreicht ist, was unter dem Mikroskop kontrolliert werden muß, übertragen wir die Präparate in fließendes Leitungswasser und lassen sie etwa $^1/_4$ Stunde in diesem. Dann gelangen sie sukzessive in 95proz. Alkohol, absoluten Alkohol, Xylol und Xylolkanadabalsam.

Bei Anschaffung der Farbstoffe ist sehr darauf zu achten, daß sie den empfohlenen wirklich entsprechen. So handelt es sich beispielweise beim Orange G. um ein Natronsalz der Anilinazo-$\beta$-Naphtoldisulfosäure, die von Meister, Lucius und Brüning in Höchst in den Handel eingeführt wurde. Um die richtigen Farbstoffe zu erhalten, muß man sie somit aus einer Quelle beziehen, welche Fühlung mit den wissenschaft-

lichen Anforderungen der Mikrotechnik hat. Ich habe auf die Firma von Dr. G. Grübler & Co. in Leipzig bereits hingewiesen.

Als besonders geeignete Objekte für die Einübung der geschilderten mikroskopischen Technik, und zugleich auch für das Studium der Kern- und Zellteilung sind Wurzelspitzen zu empfehlen. Wir wählen die Buffbohne (Vicia Faba) für die Untersuchung, von der man sich jederzeit geeignetes Material verschaffen kann. Es genügt, Buffbohnen einige Stunden in warmem Wasser quellen zu lassen, sie dann in feuchte Sägespäne zu legen, und an einem warmen Ort hinzustellen. Sie treiben

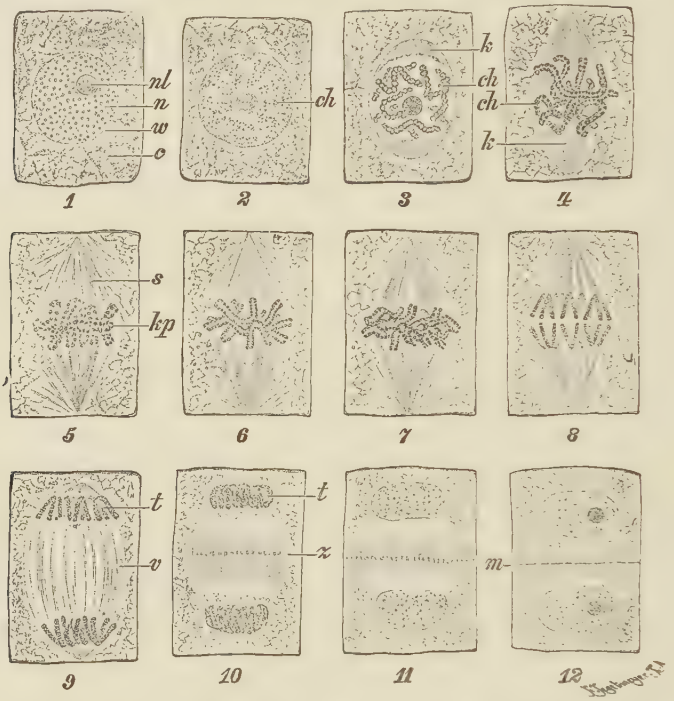



Fig. 124. Aufeinanderfolgende Stadien der Kern- und Zellteilung in einer embryonalen Gewebezelle. *n* Kern, *nl* Nucleolus, *w* Kernwandung, *c* Cytoplasma, *ch* Chromosomen, *k* Polkappen, *s* Spindel, *kp* Kernplatte, *t* Tochterkernanlage, *v* Verbindungsfäden, *z* Zellplatte, *m* neue Scheidewand. In *1* der Kern in Ruhe. In *2* und *3* gegenseitige Trennung der Chromosomen. In *4* die Substanz der Chromosomen in dichtere und weniger dichte Querscheiben gesondert. In *5* Anordnung der Chromosomen zur Kernplatte und ihre Längsspaltung. In *3—5* Bildung der Spindelfasern aus den Polkappen. In *6* die Längsspaltung der Chromosomen. In *7* ihre beginnende Trennung in Richtung der Pole. In *8* vollendete Trennung der Tochterchromosomen. In *9* ihre Beförderung nach den Polen. In *10*, *11* und *12* Bildung der Tochterkerne. In *9—11* Anlage der Verbindungsfäden und der Zellplatte. In *12* Ausbildung der neuen Scheidewand. Vergr. ca. 600mal.

alsbald aus, und in 2 bis 4 Tagen kann mit der Fixierung der Wurzelspitzen der Keimlinge begonnen werden; in diesem Falle ist die zu zweit genannte der schwächeren Chromosmiumessigsäure-Lösungen für die Fixierung zu wählen. Man sollte nicht über 6 *mm* lange Stücke der Wurzelspitzen verwenden. Nachdem dann die weiteren Manipulationen ausgeführt sind, gilt es, jede Wurzelspitze in Paraffin so einzubetten, daß die Herstellung gut orientierter Längsschnitte aus ihr möglich sei. In den fertig gestellten Präparaten wird man nach Kern- und Zellteilungen

nicht lange zu suchen brauchen. Diese verlaufen im wesentlichen so, wie in dem durch die Fig. 124 vorgeführten Schema. Dieses soll demgemäß zur Orientierung dienen. Es zeigt uns in *1* den noch ruhenden, annähernd kugeligen, mit einem oder mit mehr Kernkörperchen versehenen Zellkern (*n*), aus dessen feinem Gerüstwerk sich in *2* die einzelnen Chromosomen (*ch*) herauszusondern beginnen. Diese Sonderung schreitet in *3* fort, wobei die Chromosomen die Gestalt gekrümmter Stäbchen annehmen. Diese sind chromatinreicher geworden, wobei ihre Färbbarkeit zunimmt. Zugleich wird in ihnen eine Abwechslung dichterer und weniger dichter Querscheiben kenntlich, und zwar sind es die ersteren, die den Farbstoff speichern. Die Chromosomen flachen sich bandartig ab und es wird ihre Längsspaltung sichtbar, wobei die dichteren Scheibchen in zwei Scheibchenreihen zerlegt werden (*3*). — Der Kern streckt sich zu einem Ellipsoid, an dessen Polen kappenförmige Substanzansammlung alsbald erfolgt (*3k*). Dann schwindet das Kernkörperchen und die Kernwandung, während die Substanz an den Kernpolen sich in Fasern verwandelt, die in das Kerninnere vordringen (*4k*). Diese Fasern, die Spindelfasern (*5s*), erfassen von entgegengesetzten Seiten die Chromosomen (*ch*) und ordnen sie in der Äquatorialebene der spindelförmig sich ausdehnenden Teilungsfigur zur Kernplatte oder Äquatorialplatte (*5kp*, *6*). Ein Teil der Spindelfasern setzt nicht an die Chromosomen an und vereinigt sich zu Strängen, die ohne Unterbrechung von einem Pol der Teilungsfigur zum andern verlaufen. Die Längsspaltung der Chromosomen tritt immer deutlicher vor (*7*) und schließlich trennen sich ihre Längshälften, um nach den entgegengesetzten Polen befördert zu werden *8*). Es erfolgt das durch Kontraktion der Spindelfasern, welche die Chromosomen erfaßt hatten, der Zugfasern, während die von Pol zu Pol laufenden Stützfasern als solche erhalten bleiben. Sie fixieren die Lage der Pole und geben die für das Auseinanderziehen der Chromosomenhälften nötigen Widerstände ab. Die Stützfasern stellen nunmehr die Verbindungsfäden (*9v*) zwischen den beiden Tochteranlagen dar. Bei günstig ausgefallener Wirkung der drei Farben, mit denen die Tinktion wahrgenommen wurde, erscheinen die Chromosomen in den Präparaten rot, die Spindelfasern und hierauf die Verbindungsfäden violett, während das übrige Cytoplasma braun ist. Die Fasern stellen einen besonders aktiven Bestandteil des Cytoplasmas vor, der als Kinoplasma bezeichnet wurde, und greifen entscheidend in den Teilungsvorgang, sowohl des Kernes wie des ganzen Zelleibes, ein. In den Tochterkernanlagen werden die freien Enden der Chromosomen alsbald einwärts gebogen (*10*), dann grenzt sich das umgebende Cytoplasma mit einer Hautschicht gegen die Kernanlage ab und bildet die Kernwandung (*10*). Die Chromosomen werden hierauf wabig und verwandeln sich, während die Kernanlagen wachsen in das Gerüstwerk des ruhenden Kerns, in welchem die Grenzen der einzelnen Chromosomen nicht mehr kenntlich sind *11*, *12*). Das Chromatin nimmt währenddem ab; es treten Nucleolen in Ein- und Mehrzahl auf, und damit ist der Ruhestand der Kerne schließlich erreicht. — Individualisierte Attraktionszentren an den Polen der Kernspindeln gelingt es bei den höher organisierten Gewächsen nicht nachzuweisen. Solche, als Zentrosomen bezeichnete Gebilde sind hingegen im Tierreich allgemein verbreitet und kommen auch in den unteren Abteilungen des Pflanzenreichs vor.

Wie der Zellteilungsvorgang in den Geweben der höher organisierten Gewächse an die Kernteilung anknüpft, können wir an unseren Präparaten

von Vicia Faba ebenfalls leicht feststellen. Zwischen den beiden Tochterkernanlagen werden die Verbindungsfäden durch Einschaltung neuer, besonders in der Äquatorialgegend, vermehrt (*10*). Sie stellen schließlich einen tonnenförmigen Körper dar, dessen Fäden in der Äquatorialebene stäbchenförmig anschwellen, um die Zellplatte zu bilden (*10*, *11*). Diese erreicht in diesem Falle allseitig die Mutterzellwand, so daß die aus der Zellplatte hervorgehende Hautschicht die Mutterzelle in zwei Tochterzellen sofort teilt. Gleich darauf wird in der sich spaltenden Hautschicht auch die Scheidewand aus Membranstoff ausgeschieden (*12m*).

Gilt es, Kern- und Zellteilungen rasch im fixierten und tingierten Zustande zur Anschauung zu bringen, so verwende man hierzu die Methylgrün-Essigsäure. Die Färbung und Fixierung ist freilich bei weitem unvollkommener als bei dem weit umständlicheren eben geschilderten Verfahren, allein sie läßt die sofortige Beobachtung zu und erweist, wo solche notwendig ist, immerhin nicht zu unterschätzende Dienste.

Vor allem sehen wir uns die zuvor nur frisch untersuchten Tradescantia-Haare in Methylgrün-Essigsäure an. Wir entnehmen das Untersuchungsmaterial in derselben Weise wie zuvor, den Blütenkospen, und tauchen es auf dem Objektträger in vorher dort aufgetropfter Methylgrün-Essigsäure unter. Wir legen ein Deckglas auf und drücken es etwas an, um die Antheren entsprechend abzuflachen, entfernen hierauf den Überschuß der Lösung am Rande des Deckglases mit Fließpapier. Die Fixierung ist in diesem Falle eine recht unvollkommene, doch treten einzelne Zustände immerhin weit schärfer als in frischem Zustande hervor. Wir wenden unser Augenmerk vornehmlich jenen Stadien zu, welche den tonnenförmigen Plasmakörper, in dem die Zellteilung vor sich gehen soll, zwischen den beiden Tochterkernanlagen schon ausgebildet zeigen. Dieser tonnenförmige Körper, der uns am frischen Objekt homogen erschien, läßt nach der Einwirkung der Essigsäure jetzt deutlich seine faserige Struktur erkennen; er besteht aus den zwischen beiden Kernanlagen verlaufenden Verbindungsfäden und zeigt zugleich, daß die Zellplatte, aus der die trennende Hautschicht hervorgehen soll, einer stäbchenförmigen Verdickung der Verbindungsfäden im Äquator der Zelle ihre Entstehung verdankt.

Um Teilungszustände in der Wurzelspitze von Vicia Faba mit Methylgrün-Essigsäure zu fixieren, wählen wir eine recht kräftig wachsende Wurzel aus, suchen eine Anzahl möglichst zarter Längsschnitte zwischen den Fingern (S. 110) aus ihrer Spitze darzustellen und tauchen diese unmittelbar in die bereit gehaltene Methylgrün-Essigsäure auf dem Objektträger ein. Bald treten sowohl die ruhenden wie die in Teilung begriffenen Kerne fixiert und grün gefärbt in den Zellen vor. Durch Vergleich mit der Fig. 124 suchen wir eine Deutung unserer Bilder zu gewinnen, werden freilich finden, daß diese Bilder sehr unvollkommen sind.

Gilt es, den protoplasmatischen Inhalt älterer pflanzlicher Zellen, in welchen hoher Turgordruck herrscht, unverändert zu fixieren, so versagen meist die bisher geschilderten Mittel. Am besten kommt man da zum Ziele bei Anwendung von Osmiumdämpfen. Man stellt Schnitte aus freier Hand durch die in Betracht kommenden Gewebe dar und hält sie mit der Pinzette unmittelbar über eine 2proz. Osmiumsäurelösung 5—15 Sekunden lang. Dann werden die Schnitte in 10proz. Alkohol gebracht und mit Intervallen von 2—5 Minuten, später von etwas längerer Dauer, in 15-, 20-, 25-, 30proz. Alkohol und so fort bis zum absoluten

Alkohol übergeführt, in dem sie 12—24 Stunden zu verweilen haben[1]). Dann kann man sie in der einen oder der anderen der zuvor geschilderten Weisen färben und in Präparate einschließen.

Objekte, denen sich mit Methylgrün-Essigsäure Teilungsbilder ganz besonderer Art unschwer abgewinnen lassen, bei den man zudem Teilungen leicht antrifft, sind Pollenmutterzellen. Da empfehlen sich vor allem die großkernigen Liliazeen, wie Lilium, Fritillaria, Alstroemeria u. a. m. für die Untersuchung. Von großem Vorteil ist es, wenn es Arten sind, die zahlreiche Blütenknospen von verschiedenem Alter gleichzeitig tragen. Welche Knospe das geeignete Material enthält, ergibt sich erst aus ihrer Untersuchung. Man wählt nach Bedarf fortschreitend jüngere oder ältere Knospen aus, bis man den gewünschten Entwicklungszustand erlangt. Man verfährt so, daß man die Blütenknospen öffnet, eine Anthere herausnimmt, sie in Methylgrün-Essigsäure auf den Objektträger überträgt, ein Deckglas auflegt, und durch Druck auf dieses die Antherenfächer sprengt. Die hervorgetretenen Pollenmutterzellen werden durch die umgebende Flüssigkeit unmittelbar fixiert und tingiert. Dasselbe Fach kann verschiedene, wenn auch nicht weit abweichende Teilungsstadien enthalten. Außerdem ist der Entwicklungszustand der verschiedenen Antheren in der nämlichen Blüte nicht völlig gleich, so daß dieselbe Blüte eine ganze Reihe von Teilungsbildern liefern kann. Bei ihrer Beurteilung hat man zu beachten, daß die Kernteilungsfiguren in den Sporen-, Pollen- und Embryosackmutterzellen von jenen der Gewebszellen in bestimmter Weise sich unterscheiden. In diesen Mutterzellen findet bei der ersten Teilung eine Reduktion der Chromosomenzahl statt, so zwar, daß die Chromosomen des Mutterkerns zur Hälfte auf die Tochterkerne verteilt werden. In dem Mutterkern paaren sich die Chromosomen zu je zwei, und treten als solche Paare in die Kernplatte ein. Hier werden sie getrennt und wandern nach den Polen der Spindel, um die Tochterkernanlagen zu bilden. Die ersten Stadien der Chromosomenpaarung in dem Mutterkern bieten der Beobachtung große Schwierigkeiten. Die Stadien *1* bis *7* unserer Fig. 125 stellen sie so vor, wie sie sich aus sehr eingehenden Studien sorgfältig fixierter und tingierter Präparate ergeben. Bei unserem in Methylgrün-Essigsäure fixierten Objekt wird uns erst das Stadium 8 deutlich entgegentreten, das die Chromosomenpaare an der Kernwandung verteilt zeigt. Die Anlage der Kernspindel vollzieht sich hierauf nicht mit Kappenbildung an den Polen wie in den Gewebekernen, vielmehr entstehen im Umkreis des Kerns zahlreiche Faserbüschel *(8)*; dann schwinden Kernwandung und Kernkörperchen; es kommt eine multipolare Spindelanlage (*9*) zustande, aus der schließlich eine bipolare Kernspindel hervorgeht (*10*). Dieses Stadium hält besonders lange an, so daß man fertigen Kernspindeln häufiger als anderen Teilungszuständen in den Präparaten begegnet. In diese Kernspindeln sind die Chromosomenpaare als äquatoriale Kernplatte eingereiht.

Auch Stadien wie *11*, welche den Beginn des Auseinanderweichens der Chromosome zeigen, werden wir öfters antreffen. Auf diesem Stadium bekommen die Chromosomen eine **V**-förmige Gestalt und zwar deshalb, weil in jedem von ihnen eine Längsspaltung vorbereitet war und ihre beiden Längshälften jetzt zum Teil sich trennen. Wie dieser Zustand lehrt, gelangen die beiden Längshälften jedes Chromosoms, die sonst auf zwei Tochterkerne verteilt werden, bei dieser Teilungsart in den-

1) Bengt Lindforss, Über kinoplasmatische Verbindungsfäden zwischen Zellkern und Chromatophoren. Lunds universit. Årsskrift, N. F. Afd. 2, Bd. IV, Nr. 1, 1908.

selben Tochterkern. In diesen Tochterkernen (*12*) wird ein zweiter Teilungsschritt rasch eingeleitet (*13*, *14*), von dem sich nachweisen läßt, daß er zur Trennung jener Längshälften der einzelnen Chromosomen führt, die

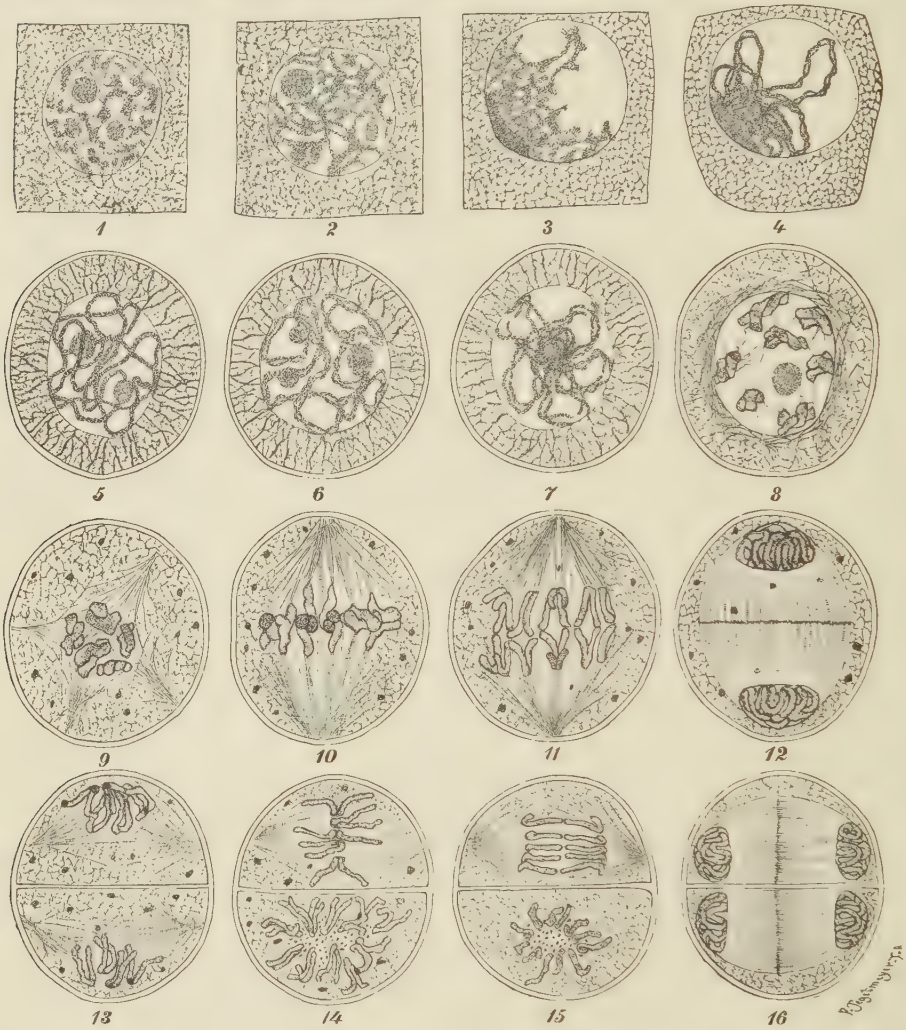


Fig. 125. Pollenmutterzellen einer Lilie in Teilung, etwas schematisiert. *1* Mutterzelle mit ruhendem Kern. *2* Die Sonderung der Chromosomen. *3* Als Synapsis bezeichneter Zustand der Zusammenziehung. *4* Doppelfäden in Verschmelzung begriffen. *5* Der aus diesen Fäden entstandene, einen scheinbar einfachen Faden darstellende Knäuel. *6* Wiedererfolgende Trennung der zuvor vereinigten Fäden. *7* Der Knäuel in Segmentierung begriffen. *8* Diakinese. *9* Multipolare Spindelanlage. *10* Mutterkernspindel, mit der aus Doppelchromosomen gebildeten Kernplatte. *11* Reduktionsteilung; die auseinanderweichenden Chromosomen eine teilweise Trennung ihrer Längshälften zeigend. *12* Anlagen der Tochterkerne. *13* Die Längshälften der Chromosomen (Tochterchromosomen) werden zu Paaren verbunden in die Kernspindeln eingereiht. *14* Tochterkernspindeln. *15* Auseinanderweichen der Tochterchromosomen. *16* Anlagen der Enkelkerne. Vergr. etwa 800mal.

im ersten Teilungsvorgang schon vorbereitet waren. Es erfolgt somit jetzt die Verteilung dieser Längshälften auf die Enkelkerne (*15*, *16*). — Den ersten Teilungsvorgang, der die Trennung ganzer Chromosomen besorgt,

bezeichnet man als Reduktionsteilung; doch auch der zweite hat einen besonderen Namen, den der homöotypischen Teilung erhalten, weil er nicht mit Produkten seiner eigenen Längsspaltung von Chromosomen operiert, vielmehr mit Längshälften, die ihm der vorausgehende Teilungsschritt lieferte. — Die Aufgabe der Reduktionsteilung ist die, die Menge der Chromosomen, die durch jeden Befruchtungsvorgang verdoppelt wird, wieder auf die einfache Zahl zurückzuführen.

Bei Untersuchung von Pollenmutterzellen der Lilien wird man 12 Chromosomenpaare in der Kernplatte der Reduktionsspindel zählen

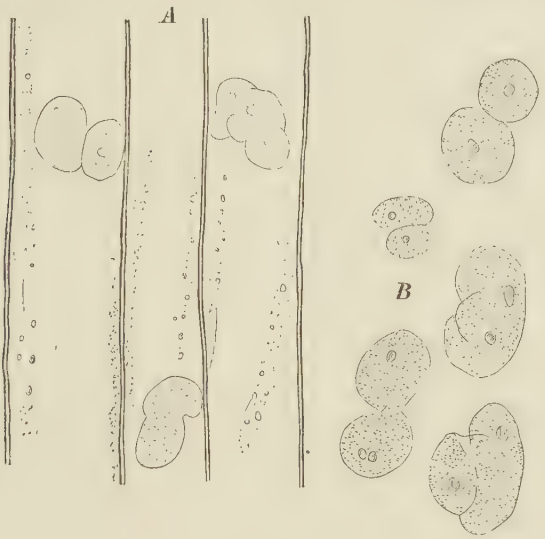



Fig. 126. Tradescantia virginica. Zellkerne älterer Internodien in direkter Teilung. *B* nach dem Leben, *B* nach Essigsäure-Methylgrün-Behandlung. Vergr. 540mal.

können; die Pollenmutterzellen von Laucharten (Allium) hätten hingegen beispielsweise nur 8 solcher Paare ergeben. Demgemäß würde man in den Gewebezellen der Lilien 24, in den der Allium-Arten 16 Chromosomen zu erwarten haben. Da Allium in dieselbe Familie der Liliazeen wie Lilium gehört, so geht daraus hervor, daß die Chromosomenzahlen in derselben Pflanzenfamilie nicht übereinzustimmen brauchen.

Beim Zerdrücken entsprechend alter Antheren in Methylgrün-Essigsäure stellt man weiter fest, daß die Anlage der Tochterkerne und die Bildung der Scheidewände in der Mutterzelle ähnlich wie in vegetativen Gewebszellen sich vollzieht (*12*, *16*).

Die in Fig. 125 zum Vergleich mit unseren Beobachtungen vorgeführten Bilder sind Objekten entnommen, die mit Chromosmiumessigsäure fixiert, in Paraffin eingebettet, mit dem Mikrotom geschnitten und mit drei Farben tingiert wurden. Sie sind daher weit vollkommener als das, was uns die unmittelbare Methylgrün-Essigsäure-Fixierung und die Färbung der durch Druck isolierten Pollenmutterzellen bieten konnte.

Für die Beobachtung der „direkten" oder amitotischen Kernteilung sind besonders geeignet etwas ältere Internodien von Tradescantia virginica. Ein Längsschnitt, in Wasser untersucht, weist solche meist in großer Anzahl auf (Fig. 126*A*). — Der Bau der Kerne zeigt sich wenig verändert, doch hat die Zahl ihrer Kernkörperchen zugenommen. Zwischen diesen schnüren sich die Kerne mehr oder weniger tief ein und

bekommen gelappte Formen. In manchen Fällen haben die Abschnitte sich voneinander gesondert und liegen getrennt oder in gegenseitiger Berührung. Die Zahl solcher Kerne kann in einer Zelle bis auf 8 oder 10 anwachsen. Sie zeigen sich verschieden groß. Die in Einschnürung begriffenen Kerne sind in fast allen Elementen des Schnittes zu finden, am leichtesten in dem Markparenchym. Sie fehlen nur in der Epidermis und meist auch in den hypodermalen Zellschichten. Die Kerne kann man rasch mit Methylgrün-Essigsäure fixieren und färben (Fig. 126*B*); sie treten dann sehr scharf hervor.

Zum Schluß wollen wir unsere stärksten Objektive zu Hilfe nehmen, um Einblick in ein Verhältnis zu gewinnen, dessen Nachweis von der größten Wichtigkeit für die gesamte Auffassung des Pflanzenkörpers geworden ist. Es handelt sich um die Verbindung der Protoplasten durch Plasmafäden, wodurch der vielzellige Organismus auch im Pflanzenreiche zu einer zusammenhängenden lebenden Einheit erhoben wird[1]).

Das geeignetste Objekt für diese Untersuchung gibt die Mistel (Viscum album) ab. Man wählt nicht zu alte Internodien, solche indes, die völlig ausgewachsen sind, und stellt Flächenschnitte von ihnen her. Man beginnt mit der Epidermis und entnimmt der nämlichen Stelle auch die nächstfolgenden Schnitte, die vornehmlich aus primärer Rinde bestehen. — Für unsere Zwecke, die rasch zum Ziele führen sollen, genügt das nachstehende Verfahren[2]). Wir legen jeden Schnitt in dem Augenblick, wo er ausgeführt wurde, in 1proz. Osmiumsäure. Dort hat er 5—7 Minuten zu verweilen, worauf er in Wasser abgespült und in Jodjodkaliumlösung (0.2 % Jod und 1,64 % Jodkalium) übergeführt wird. Dort bleibt er 20–30 Minuten, um des weiteren mindestens eine halbe Stunde lang in 25proz., auch wohl etwas stärkerer Schwefelsäure zu verweilen und endlich für ca. 5 Minuten in 25proz. Schwefelsäure, die mit Jod und einem Tropfen Pyoktaninlösung (1 *g* Pyoktanin auf 30 *ccm* Wasser) versetzt wurde, zu gelangen. Ist die Quellung der Wände in der Schwefelsäure hinlänglich stark, und die Färbung der Plasmaverbindungen hierauf entsprechend ausgefallen, so lassen die gewonnenen Präparate nunmehr die gewünschte Beobachtung zu. Sowohl die Flächenansichten der Epidermis, vornehmlich, wenn diese von innen betrachtet werden, wie auch ganz besonders die innerhalb der primären Rinde geführten Schnitte, zeigen in den gequollenen Schließhäuten der Tüpfel äußerst zarte, intensiv blau gefärbte Plasmafäden, durch welche die Protoplasten der angrenzenden Zellen verbunden sind. Diese verbindenden Plasmafäden werden als Plasmodesmen bezeichnet. Die Fig. 127 führt ihre Verteilung in den Wänden einer Rindenzelle von Viscum album vor. — Sollte Viscum nicht zur Verfügung stehen, so ließen sich mit einem ähnlichen Ergebnis die Rindenzellen von Tannenzweigen (Abies-Arten) für die Untersuchung verwenden.

Wegen der großen Leichtigkeit, mit der es die Beobachtung der Plasmodesmen zuläßt, sollte auch das Endosperm der Elfenbeinpalme (Phytelephas macrocarpa) in den Kreis der Untersuchung gezogen werden. Diese als „Steinnüsse" bekannten Palmensamen kommen als vegetabilisches Elfenbein allgemein zur Verwendung und sind somit leicht zu

1) Arthur Meyer, Ber. d. deutsch. bot. Gesellsch. 1897, S. 174; E. Strasburger, Jahrb. f. wiss. Bot., Bd. XXXVI, 1901, S. 496. Dort die übrige Literatur.

2) Besonders vervollkommnete Verfahren für eingehende derartige Untersuchungen wären zu vergleichen bei Arthur W. Hill in den Annals of Botany, Vol. XXII, 1908, p. 258

beschaffen. Da das Gewebe dieses Endosperms sehr hart ist, so gilt es beim Schneiden mit dem Rasiermesser große Vorsicht zu üben und sich mit kleinen Schnitten zu begnügen. Werden diese unter dem Mikroskop untersucht, so bieten sie das uns schon bekannte Bild dar, dasselbe Bild, das uns seinerzeit bei der Untersuchung des Endosperms der Dattel (S. 51) entgegentrat. Legen wir die Schnitte in eine verdünnte wässerige Lösung von Safranin oder Pyoktanin und lassen diese längere Zeit einwirken, untersuchen dann in Glyzerin, so können wir leicht die gefärbten Plasmodesmen innerhalb der Schließhäute der Tüpfel unterscheiden (Fig. 128 *B*). Die Plasmodesmen verlaufen bogenförmig in der Schließhaut, mit um so stärkerer Krümmung, je mehr sie sich von der Mitte entfernen. Außer diesen Plasmodesmen der Schließhäute

Fig. 127. Fig. 128.

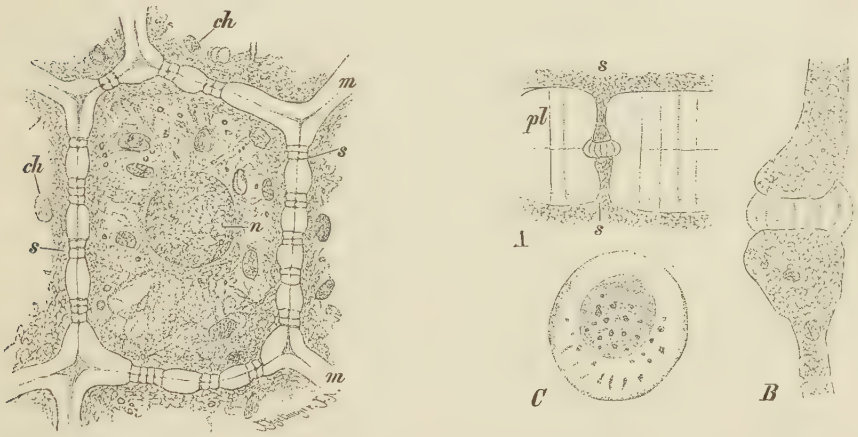



Fig. 127. Eine Zelle aus der Rinde der Mistel (Viscum album) nach entsprechender Härtung und Färbung der Protoplasten und Quellung der Wände (*m*). Die Schließhäute (*s*) der Tüpfel von Plasmodesmen durchsetzt, *ch* Chloroplasten, *n* Zellkern. Vergr. 1000mal.

Fig. 128. *A* ein etwas gequollenes Wandstück aus dem Endosperm der Elfenbeinpalme (Phytelephas macrocarpa). Bei *s* und *s* die aufeinander treffenden, mit Cytoplasma erfüllten Tüpfelkanäle der beiden angrenzenden Zellen, in der Schließhaut zarte Plasmodesmen, außerdem die ganze Dicke der Zellwand durchsetzende Plasmodesmen *pl*. Vergr. 375mal. *B* der Inhalt der beiden angrenzenden Tüpfelkanäle und die Plasmodesmen der Schließhaut ohne vorausgehende Quellung. 1500mal vergr. *C* die Mündungsstelle eines Tüpfelkanals und die Plasmodesmen der Schließhaut von der Fläche gesehen bei 1500facher Vergrößerung.

kann man im Endosperm von Phytelephas noch solche nachweisen, welche die ganze Dicke der Wände durchsetzen (*A*, *pl*). Ihr Nachweis ist wesentlich schwieriger und gelingt erst mit Farbstoffen, nachdem eine schwache Quellung der Wand in mit Jod versetzter, verdünnter Schwefelsäure der Tinktion vorausging. Man wird hierbei feststellen können[1]), daß den peripherischen Zellschichten im Endosperm von Phytelephas fast ausschließlich nur jene Plasmaverbindungen zukommen, welche durch die ganze Dicke der Wand gehen, den inneren hingegen außerdem noch Tüpfel mit ihren von Plasmodesmen durchsetzten Schließhäuten. Wo der Schnitt eine Wand so gestreift hat, daß sie sich in Flächenansicht zeigt, erscheinen bei guter Tinktion die Plasmodesmen der Tüpfel als kreisförmige Ansammlungen gefärbter Punkte oder Striche (*C*).

1) Vgl. auch F. G. Kohl, Bericht der deutschen bot. Gesellschaft 1900, S. 365.

# Register I.

**Verzeichnis der untersuchten Pflanzen.**

Soweit die Pflanzen nicht frisch in Gebrauch kommen, ist dies besonders hervorgehoben; auch ist der Teil der Pflanze, beziehungsweise auch der Entwicklungszustand genannt, der zur Untersuchung gelangte.

Abies. Zweige.
Aconitum Napellus. Im Verblühen begriffene Blüten.
Andere Aconitum-Arten können ebenfalls dienen.
Acorus Calamus. Wurzel.
Agaricus s. Psalliota.
Alisma Plantago. Reife u. unreife Früchte.
Allium Cepa. Wurzeln.
Durch Kultur der Zwiebeln in Hyazynthengläsern jederzeit zu erhalten.
Alstroemeria. Knospen in verschiedenen Stadien der Entwicklung.
Althaea rosea. Pollen.
Amanita-Art.
Anaptychia ciliaris.
An Baumstämmen sehr verbreitet.
Aristolochia Sipho. Junge und alte Stengelteile. Alkoholmaterial.
Im Juni einzulegen.
Arrow-root, westindisches.
Im Handel zu bekommen.
Asparagus. Beeren.
Aspidium Filix mas. Fertile Blattspreite.
Avena sativa. Haferkörner.
— Stengel.

Bacillus buccalis. Im Zahnschleim.
Bacterium subtile.
In Heuinfusionen. Über Bereitung derselben zur Gewinnung dieses Bakterium vgl. den Text.
Bakterien.
Beschaffung d. Materials vgl. S. 141.
Bertholletia excelsa. Paranüsse.
Leicht käuflich zu erhalten.
Beta vulgaris. Rübe.
Bohnenmehl.

Calluna vulgaris.
Capsella Bursa pastoris. Blütenstände mit Früchten.
Centaurea Cyanus. Blüten.
Centaurea Jacea. Blüten.
Ceratophyllum. Sproßenden.
Cheiranthus Cheiri. Blätter.
Chelidonium majus. Stengel. Alkoholmaterial.
Citrus vulgaris. Frucht.
Cladophora glomerata.
Cordyline s. Dracaena.
Crataegus. Frucht.
Cucurbita. Haare junger Sprosse.
— Pollen.
Cytisus Laburnum. Rindenstücke älterer Zweige.

Dahlia variabilis. Knolle.
Teils frisch zu untersuchen. Teils mindestens 8 Tage vor Beginn der Untersuchung in Alkohol einzulegen.
Dattel. Samen.
Daucus. Carota. Wurzel.
Delphinium Ajacis. Junge Fruchtanlagen.
— Consolida. Blüte.
Dracaena rubra. Stammstücke, eventuell auch Wurzeln.
Die Pflanze von jedem Handelsgärtner zu beziehen.

Echeveria. Blatt.
Elaeagnus angustifolia. Blatt.
Elodea canadensis.
Erbse. Reifer Samen.
Eucalyptus globulus. Blatt.
Euphorbia helioscopia. Stengel.
— splendens. Stengel.
Evonymus japonicus. Sproßenden.
Wird als Zierstrauch in Gewächshäusern viel kultiviert.

Farne. Prothallien. Durch Aussaat der Sporen der kultivierten Ceratopteris thalictroides zu erhalten. S. a. Polypodium vulgare.
Flockenblumen.

Fritillaria. Knospen in verschiedenen Stadien der Entwicklung.
Frisch und in Alkohol. Diese kann durch Lilium und Alstroemeria-Arten ersetzt werden.
Funaria hygrometrica.
Funkia ovata. Blütenknospen.

Gloxinia hybrida. Blüten.

Hafer. Körner. Stengel.
Helleborus-Arten. Blätter.
Hemerocallis fulva. Blütenknospen verschiedenen Alters.
Frisch und in Alkohol.
Hippuris vulgaris. Sprosse.
Frisch oder in Alkohol.
Hordeum vulgare. Wurzelspitzen.
Hyacinthus. Blatt. Fruchtknoten. Eventuell Wurzeln.
Hydrocharis morsus ranae.

Iris florentina. Blatt.
Frisch und in Alkohol.
— — Wurzel.
— germanica. Rhizom.

Jodococcus vulgaris. Im Zahnschleim.

Kartoffelknolle.
Kartoffelmehl.
Kornblumen.

Lamium Blüten.
Lathyrus. Pollen.
Leptothrix buccalis. Im Zahnschleim.
Lilium. Knospen in verschiedenen Stadien der Entwicklung.
— Antheren.
— Blatt.
— Fruchtknoten.
Lupinus albus. Samen.
Lycopodium complanatum. Stengel.

Malva crispa. Pollen.
Marchantia polymorpha. Sterile und fertile Pflanzen.
Matthiola annua. Stengel und Blatt.
Micrococcus. Im Zahnschleim.
Mnium hornum. Fruchtend.
— undulatum.
Monotropa Hypopitys.
In Wäldern sellenweise häufig; blüht von Juli bis August.
Morchella esculenta. Frisch oder trocken.
Mucor Mucedo.
Tritt auf feuchten Brotstücken, die unter eine Glasglocke gestellt werden, nach wenigen Tagen auf.
Myriophyllum.

Narcissus. Fruchtknoten.
Nostoc ciniflonum.
Auf feuchten Wegen, als olivengrüne Massen häufig.

Oenothera biennis. Pollen.
Orchideen. Fruchtknoten.
Ornithogalum umbellatum. Samen.
Oszillarien.

Papaver Rhoeas. Blumenblätter.
Pelargonium zonale. Blatt.
Pellionia Daveauana.
Ist in Gewächshäusern botanischer Gärten jetzt verbreitet.
Penicillium crustaceum.
Der verbreitetste aller Schimmelpilze.
Phajus grandifolius. Scheinknolle.
Phytelephas macrocarpa. Samen.
Phytophthora infestans.
Picea vulgaris. Weibliche Blüten.
Frisch und in Alkohol. Die Befruchtung pflegt um Mitte Juni zu beginnen und ist meist in wenigen Tagen an sämtlichen Bäumen einer Gegend vollzogen; die Zapfen sind von Mitte Mai an wöchentlich zu sammeln und eventuell die abgelösten Schuppen in absolutem Alkohol einzulegen.
Pinnularia viridis.
In stehenden und fließenden Gewässern sehr häufig.
Pinus silvestris. Männliche Blüten.
Die Blüten sind Ende Mai in Alkohol einzulegen.
— — Stammstücke, von einem alten Stamm. Frisch und in Alkohol.
— — Weibliche Blüten.
Pisum sativum. Samen.
Polypodium vulgare. Blatt.
— — Prothallien.
In Gewächshäusern häufig.
Primula sinensis. Blattstiel.
Psalliota campestris. Frisch und in Alkohol aufbewahrt.
Pteris aquilina. Rhizom und Blattstiel.
— cretica. Wurzel.
Pteris cretica wird häufig kultiviert. Durch Umstülpen der Blumentöpfe sind unversehrte Wurzeln am besten zu bekommen.
Pyrus communis. Frucht.
— Malus. Frucht.

Quercus suber. Kork.

Ranunculus repens. Ausläufer.
Ribes rubrum. Rinde älterer Zweige.
Ricinus communis. Samen.
Rosa. Frucht.
— Stachel.
Russula-Art.
Ruta graveolens. Blatt.

Saccharomyces cerevisiae.
Saccharum officinarum.
Wird in Gewächshäusern häufig kultiviert.
Salatblätter.
Sambucus nigra. Zweigstücke verschiedenen Alters.

Scolopendrium vulgare. Blattstiel und fertile Blattspreite.
Secale cereale. Stengel.
Selaginella Martensii. Fertile Sprosse.
Frisch oder Herbarmaterial.
Shepherdia canadensis. Blatt.
Solanum tuberosum. Knolle.
Sphagnum acutifolium.
- - cymbifolium.
Spirillum sputigenum. Im Zahnschleim.
Spirochaeta dentium. Im Zahnschleim.
Spirogyra majuscula.
Hier und da in Wasserlachen.
Spirogyren in Kopulation.
Strelitzia Reginae. Blüten.
Wird häufig in Gewächshäusern kultiviert.
Syringa. Sproßenden. Blatt.

Taxus baccata. Wurzeln.
Tilia parvifolia. Zweige. Stammstücke.
Tomate. Frisch.
Tradescantia. Staubfäden.
Tradescantia-Arten sind blühend vom Mai bis in den Spätherbst in den meisten botanischen Gärten zu finden.
— virginica. Antheren aus reifen Knospen.
— — Blätter.
— — Blütenknospen.
Tradescantia virginica. Ältere Internodien.
— — Pollen.
— zebrina. Blätter. Blüten.
Trianea bogotensis.
In botanischen Gärten kultiviert.
Triticum durum. Körner.
— vulgare. Reife und unreife Körner.
Tropaeolum majus. Blatt.
Frisch, eventuell in Alkohol.
— — Blüte.
Tulipa. Blüten.

Urtica dioica.

Vallisneria spiralis. Blatt.
Wird in botanischen Gärten und vielfach in Zimmeraquarien kultiviert.
Vaucheria sessilis.
Verbascum nigrum. Blüte.
Vicia Faba. Wurzelspitzen.
Vinca major. Blüte.
— — Stengel.
— minor. Blüte.
Viscum album. Rinde älterer Zweige.

Weizenkörner.
Weizenmehl.

Zea Mais. Stengel. Alkoholmaterial.

---

# Register II.

**Verzeichnis der notwendigsten Reagentien und Farbstoffe.**

Alaun.
Alkohol abs.
— 96 proz.
Alkannatinktur.
Alkannawurzel, trocken.
Ammoniak.
Anilin, schwefelsaures.
Anilinblau.
Anilinöl.
Anilinwasser.
Äther.

Benzin.
Bergamottöl.
Bismarckbraun.
Boraxkarmin.

Chloralhydrat.
Chloraluminium.
Chloroform.
Chlorsaures Kali.
Chlorzinkjodlösung.
Chrom-Osmium-Essigsäure.
Chromsäure.

Diphenylamin.
Eisessig.
Eosin.
Essigsäure.

Fehlingsche Lösung.
Fuchsin.

Gelatine.
Gentianaviolett.
Glyzerin.
Glyzerin-Gelatine.
Glyzerin-Gummi.
Gold-Size.
Gummi arabicum.

Hämalaun.
Hämatoxylin.

Javellesche Lauge.
Jod in Alkohol.
— in Choralhydrat.
— in Glyzerin.
— in Jodkaliumlösung.
— metallisches.

Kali, chlorsaures.
— essigsaures.
— salpetersaures.
— übermangansaures.
Kalilauge.
Kampfer.
Kanadabalsam.
— in Chloroform.
— in Terpentin.
— in Xylol.
Karbolsäure.
Karmalaun.
Karmin.
— Grenacherscher alkoholischer Borax-Karmin.
Knochenöl.
Kollodium.
Korallinsoda.
Kristall-Palast-Lack.
Kupfer, schwefelsaures.
Kupferoxydammoniak.

Maskenlack.
Methylenblau.
Methylgrün.
— -Essigsäure.
— -Fuchsin.
— violett.
Millonsches Reagens.

Natronlauge.
Nelkenöl.
Nigrosin.

Olivenöl.
Orange G.
Origanumöl.
Osmiumsäure.

Paraffin vom Schmelzpunkt 45°. 52°. 55°. 56°. 58°.
Phloroglucin.
Pikrin-Anilinblau.
— -Nigrosin.
Pikrinsäure.
Pikrokarmin.
Pyoktanin.

Rohrzucker.

Safranin.
Säurefuchsin.
Salpetersäure.
Salzsäure.
Schwefelsäure.
Seignettesalz.

Terpentinöl.

Vanilin.

Wachs.
Wasser, destilliertes.
Wasserstoffsuperoxyd.

Xylol.

Zedernholzöl.
Zitronenöl.

# III. Allgemeines Register.

Abbescher Beleuchtungsapparat 1. 2. 4. Anwendung 4. 23. 148.
— — Aufsuchen von Bakterien 148.
— — Bezugsquellen 1. 2. 4.
— — Isolierung des Farbenbildes 148.
Aberration, sphärische und chromatische 4.
Abies-Zweige zur Untersuchung auf Plasmodesmen 234.
Abklatschpräparate der Bakterien 154.
Abkühlen der Platten 154.
Ableitende Gewebe 108.
Abziehen der Mikrotommesser 225. 226.
— der Rasiermesser 25.
Acacia. Pollen 197.
Achselknospen. Anlage 113. 116.
Aconitum Napellus. Fruchtknoten und Samenanlagen 200.
Acorus Calamus. Wurzel, Bau 95.

Äpfelsäure, chemotaktisch wirksam bei Farnbefruchtung 182.
Ätherisches Öl 31. 104. 212. Reaktionen 31.
Agapanthus für Kultur von Pollenschläuchen 197.
— — umbellatus. Antheren und Pollen 194.
Agar-Agar für Bakterienkultur 153. 155.
Agaricus campestris s. Psalliota.
Alaunkarmin s. Karmalaun.
Alaunlösung. Anwendung 113. 131.
Alcohol absolutus. Dessen Entwässerung 218.
— — Wo Alkohol von einem bestimmten Wassergehalt notwendig ist, verdünne man den absoluten Alkohol, weil Spiritus selten ganz säurefrei ist.

Alcohol absolutus. Zum Härten tierischer Gewebe 147.
Aleuron 26. 28. 29. 30. Fixierung und Färbung 31. Jodfärbung 26.
Aleuronschicht der Samen 28. 206.
Algen im Flechtenthallus 128. 169.
— deren Kultur 132.
— Nährlösungen 133.
Alisma Plantago. Fruchtknoten 208. Keimentwicklung 208.
Alkanna. Harzfärbung 82. Korkfärbung 103. Ölfärbung 31.
Alkannatinktur. Für Harzfärbung die alkoholische Tinktur soweit mit Wasser versetzen, daß die zu färbenden Harze nicht gelöst werden.
Alkohol. Anwendung 63.
— Entfärbung der Chlorophyllkörner 40.
— Verdrängung von Luft aus den Präparaten 46. 208.
— Entwässern der Objekte 217. 218.
— Härtung der auf Bakterien zu untersuchenden Gewebe 147.
— Wirkung auf Öle 30.
Alkoholische Gärung 139.
Alkohol und Glyzerin, um die Objekte schnittfähiger zu machen 79. 89. 184. 188.
Alkohol mit Salzsäure 147. 148. 226.
Allium. Kultur von Pollenschläuchen 197.
Allium Cepa. Wurzel. Bau 93.
Aloineen. Dickenwachstum 71.
Alstroemeria. Für Kernteilung 231.
Althaea rosea. Pollen 196.
Aluminiumsulfat 29.
Amanita. Fruchtkörper 166.
Amitotische Kernteilung 233.
Ammoniak. Anwendung 131. 137.
Amylodextrin Reaktion 74. 85.
Amyloid in Bakterien 142. 149.
Analysator. Anwendung 23.
Anaptychia ciliaris. Apothecien 169. Fruchtkörper 169. Spermogonien 169. Vegetativer Aufbau 128.
Anatrope Samenanlage 201.
Androeceum 191.
Angiospermen. Anlage und Bau des Samens 205. Befruchtung 200. Frucht 208. Samenanlagen 200. Vegetationskegel 114.
Anilin, schwefelsaures. Holzstoffreaktion 83.
Anilinblau. Entstehung bei der Reaktion 48.
— Callusfärbung 69. 85.
— Membranfärbung 70.
Anilinfarben. Aufnahme in lebende Protoplasten 37.
— Färben der Bakterien 144.
— Herstellung der Lösungen 144.
Anilinwasser. Herstellung 146. 147. Verwendung 146. 147. 148. 226.
Anilinwasserfuchsin für Bakterienfärbung 146.
— Herstellung 146.
Anilinwassermethylviolett für Bakterienfärbung 147.
— Herstellung der Lösung 148.
Annulus an Sporangien der Farne 177.
— am Urnenrand der Mooskapsel 175.
Antheren. Bau 185. 191. 192.
— in Blütenknospen 192.
— Öffnungsmechanismus 194.
Antherenfächer s. Pollensäcke.
Antheridien 160. 171. 180.
Antikline 114.
Antipoden 201.
Apertur der Beleuchtungsapparate 4.
— der Objektive 5.
Apfel. Bau 210.
Apfelsäure. Reizmittel für Farnspermatozoiden 182.
Apochromate. Anwendung 4. 5. Bezugsquellen 1. 3.
— und Kompensationsokulare 4. Berechnung der Vergrößerung 5.
Apophyse 174.
Apothecien der Flechten 169.
Aquarien für Algenkultur 132.
Arbeitstisch 8.
Archegonien 172. 181. 183. 188.
Aristolochia Sipho. Dickenwachstum des Stammes 75. Gefäßbündelbau 75. Verteilung der primären Gewebe im Stamm 75.
Arrow-root 18.
Ascomyceten 165. 167. 169.
Ascus 167. 168. 169.
Asparagus-Beeren. Farbkörper 41.
Aspidium Filix mas. Indusien 178. Sporangien 179.
Atemhöhle 54. 56. 105. 106.
Atemöffnungen der Marchantien 125.
Attraktionszentren 229.
Auersches Glühlicht. Anwendung beim Mikroskopieren 8.
Aufkleben der Mikrotomschnitte 221. 222.
— von Schutzleisten auf dem Objektträger 29.
Aufnahmezellen 108.
Augenfleck an den Schwärmsporen von Cladophora 158.
Ausstrichpräparat von Bakterien 143. 144.
Austrittspupille am Mikroskop 34.
Auswaschen der fixierten Präparate 218.
Avena sativa, Haferstärke 19.
— — Stengel. Gefäßbündelbau 71.
Azalea. Pollen 197.

Bacillariazeen. Bau 134.
Bacillus Amylobacter. Amyloid 142.
— buccalis. Amyloid 142. 149.
— subtilis 150. Involutionsformen 151. Keimung 151. Schwärmer 152. Sporenbildung 151. Teilung 150.
Bacterium Pastorianum. Amyloid 142.
Bakterien, Amyloid 142. 149. Aufsuchen in Geweben 148. Differentialdiagnose 148. Endosporen 143. Entfärbung 145. 148. Entwicklungsgeschichte 149. Färbung natürliche 142, künstliche 144.

146. grüne 142. rote 142. Härtung 147. Impfung 155. Involutionsformen 143. 151. Köpfchensporen 143. Kulturmethoden 152. Makroskopische Untersuchung 155. Nachweis 144. Nährboden 153. Nährlösung 153. Herstellung von Präparaten 143. 145. pathogene 152. Plasmolyse 142. Plasmoptyse 142. Plattenkulturen 153. Reagenzglaskulturen 153. Resistenzfähigkeit 144. Resistenzfähigkeit gegen Entfärbung 148. spontane Kulturen 141. Schwärmer 143. Sporenbildung 143. 151. Sporenfärbung 146. Teilung 141. Tinktion 144. 147. Verhalten zu Farbstoffen 144. Vorprüfung 144. Widerstandsfähigkeit 144. im Zahnbeleg 149. Zellhaut 142. Zellkörper 141. Ziehen der Präparate durch die Flamme 145. 146. Zilien 143.
Bakteriochlorin 142.
Bakteriopurpurin 142.
Bänkchen unter Glasglocken 154.
Basidien 166.
Basidiosporen 166.
Basische Anilinfarben für Bakterienfärbung 144.
— — Aufzählung 144.
Bast 66. 77. 78. 81. 87. 91.
Bastfasern 89. 91. 93.
Bastparenchym 81. 89. 91.
Bauchkanalzelle des Farn-Archegoniums 182.
— des Lebermoos-Archegoniums 172.
Bauchnaht beim angiospermen Fruchtknoten 198.
Befestigung der Mikrotomschnitte 221.
Befruchtung 164. 173. 182. 188. 203. 204.
Befruchtungsvorgänge bei Cladophora 158. bei Marchantia polymorpha 173. Monotropa Hypopitys 203. Orchideen 204. Peronosporeen 164. Picea vulgaris 189. Polypodium vulgare 182. Spirogyra 157. Vaucheria sessilis 160.
Beggiatoazeen 142.
Beizen zu färbender Schnitte 226.
Beleg der Zähne. Bakterien 149.
Beleuchtung am Präpariermikroskop 111.
Beleuchtungsapparate, Abbesche 1. 2. 4. Anwendung 4. 23. 148. Apertur 4. Bezugsquellen 1. 2. 4.
Benzin. Zum Entfernen des Immersionsöles 5.
— Zum Reinigen der Mikroskopschrauben 24.
— Zum Abwischen der Objektive 23.
— Zum Reinigen des Stativs 24.
Bertholletia excelsa, Paranüsse 31.
Beta vulgaris s. Zuckerrübe.
Bewegliche Objekttische. Anwendung 151.
Bewegungserscheinungen des Protoplasma 23.
Bezugsquelle für Farbstoffe 10. 227.
Bierhefe 138.
Bildumkehrendes Okular 7. Anwendung 112.
Bildumkehrendes Prisma 7. Anwendung 7. 112.
Bildungskern des Stärkekorns 16.
Birne, Bau des Fruchtfleisches 47. Steinzellen 47. Zuckerreaktion 47.
Bismarckbraun. Anwendung 144. 145. Membrantinktion 113.
— Verändert sich in Alkohol 145.
— Hält sich in Glyzerin 146.
Blatt. Dessen anatomischer Bau bei Mnium undulatum 122. Ruta graveolens 105. Helleborus 108. Syringia 108. Sphagnum 123.
— Anordnung und Funktion der chlorophyllführenden Zellen 108.
— Anlage 114. 115.
— Gewebearten: Assimilationsgewebe 108. Durchlüftungsgewebe 108. Nervenparenchym 109. Transpirationsgewebe 108.
— Mechanischer Aufbau 109.
Blattanlage 110. 114. 116.
Blatteigene Gefäßbündel 113.
Blattrippen 109
Blattspuren 115.
Blattstiel. Bau 106.
Blenden 1. 2. 3. 4. Anwendung 11. 23.
Blumenblatt. Sein Bau bei Papaver Rhoeas 109. Verbascum nigrum 109.
Blütenboden 198.
Blütenstaub 186. 191. 194. 195. 196.
Blutfarbiges Laub 43.
Blutserum für Bakterien 153.
Boden. Untersuchung auf Bakterien 154.
Bohnenmehl 18.
Boraxkarmin. Anwendung 30.
Borke 81.
Borsten der Epidermis 62.
Brechungskraft d. Immersionsflüssigkeit 5.
Brennhaare 61.
Brennessel. Haare 61.
Brillengläser an Zeichenapparaten 7. 34.
Brownsche Molekularbewegung 20.
Brutkörper 170.
Bryophyten. Reproduktion 170. Vegetativer Aufbau 120. Wundverschluß 122.
Büchsen aus Eisenblech z. Sterilisieren 154.

Calluna vulgaris. Pollen 197.
Cambium 71. 73. 75. 80. 85. 88. 89.
Cambiumring 71. 75. 77. 88.
— der Monokotylen 71. 72.
Camera lucida. Bezugsquellen 7. Anwendung 34. s. a. Zeichenprisma.
Campylotrope Samenanlage 209.
Canarin, zur Färbung mit Kalilauge behandelter Präparate von Errera empfohlen, weil es von Kalilauge nicht zersetzt wird.
Capsella bursa pastoris. Keimentwicklung 205.
Carnoyscher Eisessig-Alhohol 217.
Carum Bulbocastanum. Keim 210.
Cathcart improved microtome 224.
Centaurea Cyanus, Fühlhaare und Fühlpapillen 59.

Centaurea Jacea, Fühlhaare und Fühlpapillen 59.
Ceratophyllum. Vegetationskegel 115.
Cerinsäurereaktion 103.
Chalaza 200. 204.
Champignon. Fruchtkörper 167. Vegetativer Bau 127.
Cheiranthus Cheiri. Blätter, Haare 57.
Chelidonium majus. Stengel, Gefäßbündel 74.
Chitin bei Pilzen 127.
— bei den Spaltalgen 138.
Chloralhydrat. Durchsichtigmachen des Pollens 196. 197.
— und Jod, bei Stärkenachweis 40.
Chloraluminium in Alkohol mit oder ohne Essigsäurezusatz für Nachbehandlung von Karminpräparaten 131.
Chlorococcum humicola 128.
Chloroform vor Einbettung der Objekte 218.
— zum Entfernen des Immersionsöles 5. 23.
— Extrahiert basische Anilinfarben 146.
— Wirkung auf Öle 31.
Chlorophyllanreaktion 130.
Chlorophyllbänder 133.
Chlorophyllfarbstoff bei Bakterien 142.
Chlorophyllkörner. Bau 39. 40. Teilung 39.
Chlorophyllösung. Färbung der Cuticula und verkorkter Zellwände 103.
Chlorophyllplatten 130.
Chlorophyzeen 157.
Chloroplasten 43.
Chlorsaures Kali und Salpetersäure. Cerinsäurereaktion 103. Mazerationsverfahren 91.
Chlorsaures Kali und Salzsäure 137.
Chlorzinkjodlösung. Man löst Zink in reiner Salzsäure, dampft zur Schwefelsäure-Konsistenz, unter stetigem Vorhandensein von metallischem Zink ein, setzt soviel Jodkalium hinzu, als aufgelöst werden kann, und dann soviel metallisches Jod, als aufgenommen wird. Nägeli, Stzber. der kgl. Akad. d. Wiss. 1863, p. 383. Einfacher durch Auflösen von 20 Teilen Chlorzink und 6,5 Teilen Jodkalium und 1,3 Teilen Jod in 10,5 Teilen Wasser. Behrens, Tabellen II. Aufl. 1892, p. 129. Die Chlorzinkjodlösung muß im Dunkeln oder in Chromgläsern aufbewahrt werden.
— Anwendung 46. 49. 103.
— Bakterienfärbung 150.
— Färbung der Cuticula 54.
— Färbung cutinisierter Zellwände 54.
— Färbung der Zellwände 64. 65. 74. 82. 92. 192.
— Färbung der Zellwände bei Flechten 128.
— Korkfärbung 103.
— Zellulosereaktion 46. 49. 50.
Chromatophoren 43. 212.
Chromessigsäure. Anwendung 130.
Chromessigsäure. Anwendung 130.
— Zusammensetzung 130.
Chromoplasten 43.
Chromosmiumessigsäure. Anwendung 130. 217.
— Zum Fixieren 130. 217. 228.
— Zusammensetzung 130. 217.
Chromosomen 215. 229. 231.
Chromsäure. Zum Beizen der Bakterienpräparate 147; zum Beizen der Pflanzenschnitte 226.
— 1 proz. zum Fixieren 130. 138.
— Für Herstellung von Diatomeenschalen-Präparaten 136.
— Einwirkung auf Kork und Cuticula 103.
— Mazerationsverfahren 92.
— Einwirkung auf Pollenhäute 192. 196.
Cilien s. Zilien.
Citrus vulgaris. Bau der Frucht 212.
Cladophora 157. Gameten 158. Schwärmsporen 158.
Cladophora glomerata. Bau 129.
Columella in der Mooskapsel 176.
— bei Mucor Mucedo 162.
Conjugaten. Kopulation 157.
Cordyline. Stamm, Dickenwachstum 71.
Cornet'sche Pinzette. Anwendung 143. 145. 152. Bezugsquelle, Anm. S. 143.
Crataegus-Früchte. Farbkörper 41.
Crenothrix 142.
Cribralparenchym 77.
Cribralprimanen 67. 73. 77. 97. 100.
— Anlage 115.
Cribralteil 66.
Cribrovasalbündel 66.
Cristal-Palace-Lac s. Kristall-Palast-Lack.
Curcurbita. Pollen 197.
Cuticula 41. 42. 54. 61, 62. 199.
Cuticula. Färbung 54. 103.
— Isolierung 54.
— Reaktionen 54. 103.
— Streifung 41. 42.
Cuticularschichten. Reaktionen 103.
Cutin 192. Reaktionen 103.
Cutinisierung 54. 103.
Cyanophyzeen 137.
Cyanophyzinkörner 137.
Cystiden 166. 167.
Cytisus Laburnum. Kork 102.
Cytoplasma 32. 49.
Cytoplasmaströmung 32. 33.

Dahlia. Zur Bakterienfärbung 144.
Dahlia variabilis s. Georginenknolle.
Dammarharz. Wird in warmem Terpentin gelöst und bis zur Sirupdicke eingedampft.
Dattel. Samen 51.
Daucus Carota. Wurzel, Farbkörper 43.
Dauer der Einwirkung der Farbstoffe 227.
Dauerpräparat. Herstellung 28. 70.
— Provisorischer Verschluß 71.
— Verschluß 70.

Deckgläser 8. 9. Reinigen 12. Auflegen 29.
— Für Schnittserien 221.
— Untersuchung zwischen zwei Deckgläsern 113.
Deckglasdicke 3. 4. 6. Deren Bestimmung 8. 9. Anwendung 22.
Deckglaspinzette. Anwendung 143. 145.
Deckglaspräparate von Bakterien 143. 145. 146.
Deckglastaster 9.
Deckschuppe bei Koniferen 187.
Dekussierte Blattstellung. Deren Ausbildung am Vegetationskegel 115, 116.
Delphinium Ajacis 198. Fruchtknoten 198.
— consolida. Blüten, gefärbter Zellsaft 41.
Dermatogen 114. 115. 117.
Deutliche Sehweite 7. 34.
Diatomeen. Aufsuchen 136. Bau 134. Bewegung 136. Glühen 136. Präparation 136. Skelette 136. Als Testobjekte 137.
Dicke der Mikrotomschnitte 225.
Dickenwachstum der Dikotylen 76. 88. der Koniferen 78. der Monokotylen 71. der Wurzel 96.
Dikotylen. Dickenwachstum 76. 88. Gefäßbündel 73. 75. Keimbildung 207.
Differentialdiagnose der Bakterien 148.
Dioskoreazeen. Dickenwachstum 71.
Diphenylamin. Reaktion auf Nitrate und Nitrite 48.
— Wirkung auf Eisen und Eisensalze 49.
Direkte Kernteilung 233.
Doppelfärbung 70.
Doppelfärbungen von Bakterien 147.
Dracaena. Dickenwachstum der Wurzel 96.
— rubra. Stamm. Dickenwachstum 71.
Dreifachfärbung 226.
Dreifächerige Fruchtknoten 199.
Dreiseitige Scheitelzelle 119. 120.
Drüsen 106. 115.
Drüsen, innere 104.
Drüsenhaare 62.
Dublet 111.
Durchbohrte Objektträger. Anwenduug 114.
Durchlaßstellen 67. 73. 96.
Durchlaßstreifen 67. 73. 96.
Durchlaßzellen 96.
Durchlüftungsgewebe 108.
Durchmusterung der Präparate auf beweglichen Objekttischen 151.
Durchsichtigmachen der Gewebe 113.
Durchtränkung der mit dem Mikrotom zu schneidenden Objekte 218.

Eau de Javelle s. Javallesche Lauge.
Echeveria globosa. Wachsüberzug 62.
Ehrlichsches Anilinwasserfuchsin für Bakterienfärbung 146. 147.
— Herstellung 146.
Ei 160. 201. 202.
Eiapparat 202. 203. 207.
Eikern 203.
Einbettungsmedien 217.
Einfaches Mikroskop 6. Anwendung 111.
Einschlußmedien 28. 31. 70.
Einspritzung von Bakterien 156.
Einstellung des Präparats 13.
— — Vorsichtsmaßregeln 13.
Eisenbakterien 142.
Eisenoxyd und seine Salze. Reaktion mit Diphenylamin 49.
Eisenoxydeinlagerung in die Hülle der Bakterien 142.
Einseitig behöfte Tüpfel 69. 80.
Eisessig. Wirkung auf Öle 31.
Eiweiß zum Aufkleben der Mikrotomschnitte 222.
Eiweißglyzerin zum Aufkleben der Mikrotomschnitte 221.
Eiweißkörper. Färbung 26. Reaktionen 27.
Eiweißkristalle 30. 31.
Eiweißleitung 66. 108.
Ektodermis 94.
Elaeagnus angustifolia. Schuppen 60.
Elateren in den Sporogonen der Lebermoose 174.
Elfenbein, vegetabilisches, ist das Endosperm von Phytelephas macrocarpa 235.
Elodea canadensis. Protoplasmaströmung 39.
— — Vegetationskegel 115.
Embryo. Dessen Bau u. Entw. bei Alisma Plantago 209. Capsella bursa pastoris 207. Picea vulgaris 188.
Embryosack. Dessen Bau und Entw. bei Aconitum Napellus 200. Koniferen 188. Monotropa Hypopitys 201. Orchideen 204.
Embryosackkern, sekundärer 203.
Empfängnisfleck 160. 173. 183.
Endochromplatten bei Diatomeen 135.
Endodermis 93. 94. 97. 118. Ihr Bau in der Wurzel von Acorus Calamus 95. Allium Cepa 93. Iris florentina 96. Hordeum vulgare 118.
— Ihr Ursprung 98.
Endokarp 208. 211. 212.
Endosperm 188. 203. 209. 211. 235.
Endospermzellen 50. 51.
Endospore Bakterien 143.
— Entfärbungsmethoden bei Bakterienpräparaten 148.
Entwässerung der Objekte 218.
Eosin. Färbung der Eiweißkristalle, des Klebermehls und des Protoplasmas 31.
— Methylenblau. Oscillarienfärbung 138.
Epidermis 51. 73. 105. 121.
— als Wasserbehälter 53.
Epikarp 208. 209, 211. 212.
Epilobium. Pollen 196.
Epiplasma 168.
Erbse. Samen 24.
— Zellinhalt des Keimes 26.
Erbsenstärke 26.
Erika. Pollen 197.
Erstlinge des Gefäßteils 66. 73. 76.
— des Siebteils 66. 73. 77.

Essigsäure. Anwendung 113.
— Methylgrün. In 1—2proz. Essigsäure wird soviel Methylgrün gelöst, bis die Flüssigkeit tief blaugrün erscheint.
— — Färbung der Pollenkerne 195.
— — zum Fixieren und Färben der Kernteilungen 230. 231. 233.
Essigsaures Kali. Anwendung 113.
Etiketten. Aufkleben auf Objektträger 29.
Eucalyptus globulus. Wachsüberzug 62.
Euphorbia splendens. Stärke 20.
Euphorbien. Stärke 20.
Evonymus japonicus. Vegetationskegel 115.
Exine 186. 191. 196. 197.
— Reaktionen 196.

Fabersche Stifte zum Schreiben auf Glas. Anwendung 18. 151.
Fairchildsche Siebeimerchen 218.
Farbenstift von Faber. Anwendung 18. 151.
Farbkörper 40.
Farbstoff. Aus dem Zellsaft auskristallisiert 42.
Farbstoffe 42. Aufspeicherung durch Eiweißstoffe 27, durch totes Protoplasma 37.
— für Bakterien. Herstellung und Aufbewahrung 144. 145. 147.
— — Häufig angewandte 144.
— Dauer der Einwirkung 145. 227.
— Eindringen in lebende Protoplasten 37.
— Erwärmen der Lösungen beim Färben 145.
— Färben der Mikrotomschnitte 226.
Farne. Gefäßbündel 96. Geschlechtsorgane 179. Prothallien 179. Sporangien 177. Vegetationskegel der Wurzel 119.
Farnprothallien. Chlorophyllkörner 40.
Faserschicht oder fibriöse Schicht in der Pollensackwandung der Angiospermen 193. 194.
— der Orange 212.
Fasertracheiden 65.
Faszikularcambium 77.
Federklammern am Objekttisch 11.
Fehlingsche Lösung. Anwendung 47. 115. Herstellung 47.
Feine Einstellung des Mikroskops 13. 14.
Fettes Öl. Verhalten 31.
Fettröpfchen 137.
Feuchte Kammer, kleine. Anwendung 151. 152. 157. 198.
— —, große. Anwendung 17. 151.
— — Papprahmen. Anwendung 151. 152. 198. Herstellung 151.
Fibriöse Schicht der Antherenfächer 193.
Fibrovasalbündel 66.
Fichte. Reproduktion 188. Samen 189. s. auch Picea vulgaris.
Fixierung der Objekte 130. 132. 217.
— Flüssigkeitsmenge 130. 217.
— und Färbung kleiner Objekte 145. 146. s. a. Osmiumsäure u. Osmiumsäuredämpfe.
Flaschenkork. Bau 103.
— Bei Herstellung dünner Schnitte 53.
Flechten. Vegetativer Bau 128. Fortpflanzung 169.
— heteromere 128.
— homöomere 128.
Fleischextrakt für Bakterien 153.
Fleischinfus für Bakterien 153.
Flemmingsche Dreifachfärbung 226.
— Lösung 217.
— — schwächere 217.
— — stärkere 217.
— Anwendung 217. 226.
— Herstellung 217.
Fliegenschwamm. Fruchtkörper 166.
Flockenblume, Fühlhaare und Fühlpapillen s. Centaurea.
Flügel der Koniferensamen 188. 189.
Flüssigkeitsmenge beim Fixieren 130.
Fluorit. Verwendung in Objektiven 4.
Fritillaria. Pollenmutterzellen für Kernteilung 231.
Froschlöffel. Keimentwicklung 208.
Fruchtblätter 198.
Fruchtfleisch der Birne 47.
— der Orange 212.
Fruchtknoten. Sein Bau bei Alisma Plantago 208. Delphinium Ajacis 198. Hemerocallis 199. Hyazynthen 199. Lilium 199. Tulipa 199.
Fruchtkörper der Hutpilze 127.
Fruchtschuppe bei Koniferen 187.
Fruchtwandung 208.
Fruchtzucker 48.
Frühholz 80.
Fuchsia. Pollen 196.
Fuchsin 144. 150.
— Membranfärbung 70.
Fuchsin-Methylgrün. Man stellt eine Fuchsin- und eine Methylgrünlösung her, beide in 50proz. Alkohol, und setzt langsam die Fuchsinlösung zu der Methylgrünlösung hinzu, bis das letztere violett wird.
Fühlhaare an den Filamenten von Centaurea 59.
Fühlpapillen an den Filamenten von Centaurea 59.
Füllzellen 101. 102.
Funaria. Chlorophyllkörner 39.
Funiculus 200.
Funkia ovata. Antheren und Pollen 194.

Galeobdolon luteum. Kultur von Pollenschläuchen 197.
Gallertflechten 128.
Gameten 158.
Gefäßbelegzellen 66.
Gefäßbündel, im Blatt 106. blatteigene 113. Entwicklung 113. geschlossene 63. kollaterale 63. 73. konzentrische 96. der Monokotylen 63. offene 73. reduzierte 106. stammeigene 113.
Gefäßbündelendigungen 109.
Gefäßbündelscheiden 64. 65. 66. 106. 108.

Gefäßbündelstränge der Pteridophyten 96.
Gefäße, pflanzliche 45. 65. 69. 75. 90. 92. 97.
Gefäßteil 66.
Gefäßtracheiden 64. 73.
Gegenfüßlerinnen 200. 204. 205.
Gehilfinnen s. Synergiden.
Gelatine für Bakterienkulturen 153. 154. 155.
— in Zuckerlösung zur Kultur von Pollenschläuchen 197.
Gelatineröhrchen 153. 155.
— Dessen Infizierung 153. 155.
Geleitzellen 66. 69. 90. 91.
Generative Zelle 186. 189.
— Zweiteilung im Pollenschlauch 198.
Gentianaviolett. Anwendung für Bakterienfärbung 144. 150.
— s. a. Safranin-Gentianaviolett-Orange 226. 227.
Georginenknolle. Bau 49.
— Inulin 49.
Gerüstwerk des Kernes 214. 229.
Germen 198.
Geschlossene Gefäßbündel 66.
Gesneriazeen. Befruchtung 204.
Gestelle für Präparate 9. 18. 154.
Gewebe. Durchsichtigmachen 113.
Gläschen für Immersionsöl 5.
— für Kanadabalsam 70.
Glasdosen 9.
Glasglocken 9.
— für feuchte Kammer 18. für Mikroskope 24.
Glasröhren 9.
Glassorten in Objektiven 4.
Glasstäbe 9.
Glimmerplättchen zum Glühen der Diatomeen 136.
Globoide 30. 31.
Globuline 27. 30.
Glockenblende 2.
Gloxinia hybrida. Befruchtung 204.
Glühen der Diatomeen 136.
Glühlicht, Auersches. Anwendung 8.
Glukogen 137. 168. Nachweis 168.
Glukosen. Nachweis 48.
Glykogen s. Glukogen.
Glykosen s. Glukosen.
Glyzerin, konz. u. verd. (verd. Glyzerin, 2 Teile Glyzerin, 1 Teil Wasser). Die aufhellende Wirkung des Glyzerins auf die Präparate kann unter Umständen durch Zusatz einer sehr geringen Menge von Essigsäure vermindert werden.
— Anwendung 25. 36. 76. 113. 131.
— für Dauerpräparate 70.
— um Quellung zu verhüten 205.
— Übertragung in 131.
— verdünntes, das man durch Stehen an der Luft sich konzentrieren läßt 131.
— -Alkohol um Holz schnittfähiger zu machen 79. 89.
— -Gelatine nach Kaiser. Man weicht einen Gewichtsteil feinster französischer Gelatine in sechs Gewichtsteilen dest. Wasser ca. 2 Stundgn lang auf, setzt dann 7 Gewichtsteile chemisch reinen Glyzerins hinzu und gibt auf je 100 *g* der Mischung 1 *g* konzentrierte Karbolsäure. Man erwärmt hierauf 10—15 Minuten unter Umrühren, bis alle Flocken, die sich bei Zusatz der Karbolsäure gebildet haben, verschwunden sind. Schließlich filtriert man noch warm durch feinste in dest. Wasser ausgewaschene und noch naß in den Trichter gelegte Glaswolle. Bot. Zentralbl. Bd. I, S. 25.
— — Anwendung 28. 70. 131. 132. 146.
— — Präparate. Verschluß 70.
— — Übertragung der Präparate in sie 131.
— -Gummi. Zu einem möglichst dicken Gummischleim wird etwa die Hälfte des Volumens Glyzerin und einige Kampherstückchen zugesetzt. Dieses Gummiglyzerin kann als Einschlußflüssigkeit dienen und verlangt keinen seitlichen Verschluß. Soll das Gummiglyzerin zum Einbetten zu schneidender Objekte Verwendung finden, so darf das Glyzerin nicht über $^3/_4$ des Volumens betragen. Um Durchtränkungen zu erzielen, verdünnt man das Gummiglyzerin stark mit Wasser, legt die Objekte ein und läßt so lange an der Luft stehen, bis die Masse die Konsistenz eines steifen Syrups erhalten hat. Die Härtung wird in Alkohol vervollständigt, bis daß die Objekte die schnittfähige Festigkeit erlangt haben. Fol., Lehr. d. vgl. mikr. Anat., S. 139.
— — Anwendung 122.
Glyzerinester 103.
Goldlack. Blätter, Haare 57.
Goldsize. Verschluß der Präparate 70. 71. 146.
— In Immersionsölen nicht löslich 70. 146.
Gonidien sind niedere Algen, die sich am Aufbau des Flechtenthallus beteiligen 129. 169.
Gramineen. Vegetationskegel der Wurzel 117.
Gram-Günthersche Bakterienfärbung 148.
Gramnegative Bakterien 148.
Grampositive Bakterien 148.
Gramsche Bakterienfärbung 148.
— Isolierung der Bakterienfärbung 148.
— Herstellung der Farbstofflösung 148.
— Verfahren 148.
Graphitbleistifte 36.
Grenzhäutchen 51. 83.
Grenzzellen (Heterozysten) bei Nostoc 138.
Griffel 198. 199. 208.
Grobe Einstellung des Mikroskops 13.
Grundgewebe 64. 73.

Gummi arabicum. Gefärbte Objekte behalten oft ihre Färbung sehr gut in arabischem Gummi. Man bringt eine verdünnte wässerige Lösung auf sie und läßt langsam an der Luft eintrocknen. Dadurch werden auch Schrumpfungen, selbst empfindlicher Objekte, meist vermieden. Hierauf wird etwas Kanadabalsam auf das Gummi gebracht und das Deckglas aufgelegt. Zu sehr kleinen fixierten Objekten, die sich bereits im Wassertropfen auf dem Objektträger befinden, kann man etwas Gummi arabicum in Pulverform hinzufügen, die Lösung dann in gleicher Weise eintrocknen lassen. Nach Belajeff, Scripta Bot. Hort. Petrop. T. III, S. 423.
— — und Aluminiumsulfat Klebmittel auf Glas 29.
— — zum Aufkleben von Schutzleisten oder Etiketten auf dem Objektträger 29.
— — zum Befestigen der zu schneidenden Objekte 205.
Gummibehälter 88.
Gummilösung, um die Bewegung der Spermatozoiden zu verlangsamen 181.
— für Schutzleisten 29.
Gürtelband bei Diatomeen 135.
Gurtungen 67.
Gymnospermen. Dickenwachstum des Stammes 78, der Wurzel 96.
— Histogene 114.
— Reproduktion 184.
— Vegetationskegel 114.
Gynaeceum 199.

Haar zum Ordnen der Präparate 29.
Haare. Bau 57 ff. Protoplasmaströmung 36.
Hadrom 66.
Haferstärke 19.
Hagebutten. Farbkörper 41.
Halskanalzellen der Lebermoos-Archegonien 172. 173.
— der Farn-Archegonien 172.
Haltbarkeit der Farbstofflösungen 70. 147.
Hämalaun nach Paul Mayer. Es wird 1 *g* Hämatein, das man in 50 *ccm* Alkohol von 90 Proz. durch Erwärmen löste, zu einer Lösung von 50 *g* Alaun in 1 Liter dest. Wasser gegossen. Nach dem Erkalten und Absetzenlassen kann man filtrieren, doch ist das bei Verwendung von reinem Material nicht nötig, und es genügt ein vorsichtiges Abgießen oder Abschöpfen. Diese Lösung braucht nicht, wie andere, erst längere Zeit zu stehen, sie ist vielmehr sofort verwendbar. Durch einen Thymolkristall wird Pilzentwicklung verhindert. Gefärbte Schnitte werden mit destilliertem oder gewöhnlichem Wasser abgespült, größere durchfärbte Stücke empfiehlt es sich mit schwacher, etwa 1 proz. Alaunlösung auszuwaschen, wenn man reine Kernfärbungen erhalten will. Durch das Ammoniak der Luft und das Alkali des Glases wird übrigens der Hämalaun wie jedes wässerige Alaunhämatoxylin zersetzt. Es bildet einen Bodensatz, über dem die Flüssigkeit aber so gut wie zuvor färbt. Diese Zersetzung läßt sich übrigens, wenn auch nicht vollständig, durch Zusatz von 2 Proz. Eisessig verhindern. Solch saurer Hämalaun wird bedeutend heller, färbt aber fast noch präziser. Die Säure muß man aus den Schnitten durch Auswaschen mit gewöhnlichem Wasser entfernen.
— — Anwendung 84. 131. 132.
Hämateinammoniak 131.
— Anwendung 131.
— Herstellung 131.
Hämatoxylin. Anwendung 131. 165.
— Färbung der Zellwände 46.
Hämatoxylintinktur, Delafieldsche, oft als Grenachersche bezeichnet. 1) Gesättigte Lösung von Hämatoxylin crist. in Alkohol abs. 2) Ammoniak-Alaun crist. gesättigt, gel. in Wasser. Von 1) 4 *ccm* auf 150 *ccm* von 2). Eine Woche am Licht stehen lassen, filtrieren und mit 22 *ccm* Glyzerin und 25 *ccm* Methylalkohol versetzen. Vor dem Gebrauch am besten länger stehen lassen, bis sich alle Niederschläge absetzen.
Härten der Objekte 132. 217.
Härtung und Färbung kleiner Objekte 146. 147.
Handmikrotome. Anwendung 53.
— Bezugsquellen 53.
Handschraubstock 9. Benutzung 50.
Harte Objekte. Ihr Schneiden 24. 205.
Harz 82.
Harze. Verhalten 31.
Harzgänge 78. 82.
Haube s. Kalyptra.
Hautgelenke an Spaltöffnungen 54.
Hautschicht des Cytoplasma 39.
Hefe 138.
Heizbarer Objekttisch. Dessen Anwendung 22.
Helleborus niger. Bau der Blätter 108.
Hemerocallis. Fruchtknoten 199.
— fulva 191.
— Pollen 191.
— Staubblätter 191.
Henking-Mikrotommesser 224.
Heracleum sphondylium. Haare. Einfangen von Farnspermatozoiden 182.
Herbarexemplare. Verwendung für mikroskopische Untersuchung 167. 184.
Heterozysten 138.
Heteromerer Thallus 128.
Heterospore Lykopodineen 183.
Heterothallie bei Mucor mucedo 162.
Heubazillus 149.
— Gewinnung 149.
Heuinfus für Bakterien 149.
Hippuris vulgaris. Vegetationskegel. Bau 110. 112.

Histogene 114. 116. 120.
Hoftüpfel 73. 80. 84.
Holundermark 8. Anwendung 15. 52. Gewinnung 52.
Holz 77. 78.
Holzfasern 89. 90. 92.
Holzparenchym 78. 89. 91.
Holzstoffe. Reaktionen 82. 83.
Holzteil 66.
Homogene Immersion 1. 2. Anwendung 22. s. a. Objektive.
Homöomerer Thallus 128.
Homöotypische Kernteilung 233.
Hordeum vulgare. Vegetationskegel der Wurzel 117.
Hutpilze. Vegetativer Bau 127.
Hyacinthus. Blätter. Spaltöffnungen 54. Fruchtknoten 199.
— orientalis. Antheren und Pollen 194. Wurzel 95.
Hyazinthengläser zu Wurzelkulturen 93.
Hydrocharis morsus ranae. Wurzelhaare 37.
Hymenium 166. 167. 169.
— seine Färbung durch Jodjodkalium bei Flechten 169.
Hymenomyceten. Fruktifikation 166. Vegetativer Aufbau 127.
Hypanthium 210.
Hyphen der Pilze 126.
Hypochlorin-Reaktion 130.
Hypoderma 67.
Hypokotyl 190. 206. 209.

Immersionsflüssigkeiten 5.
— Anwendung 22. 23.
— Brechungsexponenten 5.
— Entfernung 5. 22.
Immersionsobjektive 5. Anwendung 22.
Immersionsöle. Gläschen für sie 6.
Immersionssysteme. Bezugsquellen 1. 2. 3.
Impfstich 155.
Impfstrich 155.
Impfung lebender Tiere 156.
Imprägnierung der mit dem Mikrotom zu schneidenden Objekte 219.
Indifferenzstreifen bei der Protoplasmaströmung 38.
Indusium 177.
Infizierung der Nährböden 153. 154.
Initialen des Cambiums 81.
— der Histogene 117. 118.
Initialpunkt des Stärkekorns 16.
Innere Drüsen 104.
Integumente 187. 188. 200. 204.
Interfaszikularcambium 77.
Interzellularen 26. lysigene 64. schizogene 64.
Intine 186. 192. 196. 197.
Inulin. Reaktionen 49.
— Sphärite 49.
Involutionsformen bei Bakterien 143. 152.
Iris-Arten. Antheren und Pollen 194.
Irisblende. Anwendung 23. Bezugsquellen 1. 2.
Iris florentina. Blätter, Spaltöffnungen 51. Wurzeln 96.
— germanica. Rhizom, Leukoplasten 44.
Isolierung des Farbenbildes in Bakterienpräparaten 148. 149.

Jahresgrenze 80.
Jahresringe 78. 80.
Japanisches Reispapier für Deckglasreinigung 12. 15.
Javellesche Lauge. Eau de Javelle, vornehmlich Kaliumhypochlorid, in jeder Apotheke zu haben.
— — Durchsichtigmachen der Gewebe 113. 115. 117.
— — Entfernung der Holzstoffe 83.
— — Wirkung auf kutinisierte Membranen 113.
Jod. Jodlösungen sind bei Lichtabschluß oder in Chromgläsern aufzubewahren.
Jod, metallisches. Stärkefärbung 21.
— in Alkohol 21.
— in Chloralhydrat 40.
— in Glyzerin. Lösung von Jod in Glyzerin, eventuell mit darauffolgendem Wasserzusatz. Anwendung 26. 30. 89.
— Phosphorsäure färbt Zellulosemembranen noch intensiver violett wie Chlorzinkjodlösung. Man bereitet das Reagens, nach Mangin, durch Eintragen einiger Jodkristalle und einer geringen Menge Jodkalium, etwa 0,5 *g*, in 25 *ccm* möglichst konzentrierter wässeriger Phosphorsäurelösung.
Jod und Schwefelsäure, zur Blaufärbung der Zellulose 46. 51. Herstellung 46.
Jodjodkaliumlösung. Anwendung 21. 26. 40. 46. 51. 103. 148. 234.
— Bakterienfärbung 141. 143. 148. 149. Herstellung dieser Lösung Anm. S. 141. 148.
— Glukogenreaction 168.
— Färbung des Hymenialgewebes der Flechten 169.
— zum Nachweis der Verbindung der Protoplasten 234.
— Fixierung von Schwärmsporen 158. 164.
— nach Russow, 0,2 % Jod und 1,64 % Jodkalium. Anwendung 234.
— und Schwefelsäure zur Blaufärbung der Zellulose 46. 51.
— Färbung von Spermatozoiden 161. 172. 181.
— Stärkenachweis im Pollen 195.
Jodgrün, an dessen Stelle wird jetzt mit gleichem Erfolg Methylgrün benutzt, s. dieses.
Jodlösung. Anwendung 21. 26.
— bei Bakterien 141. 148.
— Herstellung 21. 46. 234.
— Stärkefärbung 21.
Jodococcus vulgaris 149.
Juelsche Fixierungsflüssigkeit 217.
Jungsche Mikrotome. Anwendung 222.

Kahmhaut 141. 142. 150.
Kali, chlorsaures und Salpetersäure. Cerinsäurereaktion 103.
— essigsaures. Anwendung 113.
— übermangansaures. Diatomeenpräparate 137.
Kalilauge. Anwendung auf Kork 103. auf Bakterien 144.
— Durchsichtigmachen der Objekte 113. 184. 207. 208.
— bei Stärkenachweis 40.
— Wirkung auf Stärke 21.
Kalisalpeter für Plasmolyse der Bakterien 142.
Kaliumazetat. Anwendung 113.
Kaliumhydroxyd s. Kalilauge.
Kalk, kohlensaurer. Nachweis 61.
— oxsalsaurer. Nachweis 46. 60. 72.
— phosphorsaurer. Nachweis 50.
Kallus. Färbung 69. 85.
Kallusbelege 85. 87.
Kalyptra der Mooskapseln 174.
Kalyptrogen 117.
Kalziumkarbonat. Nachweis 61.
Kalziumoxalat. Nachweis 46. 60. 72. 106. 115.
Kalziumphosphat. Nachweis 50.
Kammern, feuchte s. feuchte Kammer.
Kampfer, Haltbarmachung der Eiweißlösungen 221.
Kanadabalsam. Anwendung 31. 70. 71. 132. 138.
— für Bakterienpräparate 145. 146.
— Löslichkeit in Immersionsölen 70. 147.
— Gläschen für diesen 70.
— in Terpentin 145.
— in Xylol. Anwendung 145. 226.
Kapillarapparat der Sphagnen 123.
Kapillaren mit Apfelsäure. Einschwärmen von Farnspermatozoiden 182.
Kappen der Wurzel 117. 120.
Kappeninitiale 120.
Kapuzinerkresse s. Tropaeolum.
Karbolfuchsinlösung für Bakterienfärbung 147.
— Herstellung 147.
Karbolsäure. Durchsichtigmachen der Objekte 190. 208.
— Durchsichtigmachen des Pollens 196. 197.
— Haltbarmachung der Eiweißlösungen 221.
Karmalaun s. Karmin-Karmalaun.
Karmin. Anwendung 131. Membranfärbung 70.
— Boraxkarmin. Anwendung 30.
— Karmalaun nach P. Mayer: Karminsäure 1 *g*, Alaun 10 *g*, destilliertes Wasser 200 *ccm*. Lösung durch Erwärmen. Wird klar abgegossen oder filtriert, und kann durch Zusatz eines Antiseptikums, wie Thymolkristalle, oder 1 Promille Salizylsäure, von der sich nur äußerst wenig löst, oder 5 Promille salizylsaures Natron, konserviert werden. Diese Farblösung tingiert gut durch, auch Osmiumpräparate. Beim Auswaschen mit destilliertem Wasser bleibt das Plasma etwas gefärbt, doch kann man diese Färbung durch Alaunlösung oder eine schwache Säure ausziehen. S. auch Alaunkarmin.
— — Anwendung 70. 131.
— — Alaunkarmin. P. Mayer stellt auch einen dem Grenacherschen Alaunkarmin entsprechendes Karmalaun, aus 1 *g* Karminsäure, 30 bis 50 *g* Alaun und 1000 *g* Wasser her. Man kann kalt lösen, muß wie bei Karmalaun ein Antiseptikum zusetzen. Färbt wie das Grenachersche Alaunkarmin, s. dieses, nur mit etwas röterem Tone. Färbt auch unverholzte Zellmembranen.
— Grenachersches alkoholisches Boraxkarmin. Man löst 2 bis 3 Proz. Karmin und 4 Proz. Borax in Wasser durch Kochen auf, verdünnt mit dem gleichen Volumen 70 Proz. Alkohol und filtriert nach längerem Stehen. Archiv f. mikr. Anat., Bd. XVI, S. 468. Zu empfehlen ist die Nachbehandlung ca. 24 Stunden lang mit einer 2- bis 4proz. Lösung von Oxalsäure in 70- bis 80proz. Alkohol (Overton, Zeitschr. f. wiss. Mikr. VII, S. 16).
— Grenachersches wässeriges Boraxkarmin. Man kocht 1 bis 2 Proz. Borax in Wasser mit ca. $^1/_2$ bis $^3/_4$ Proz. Karmin, was eine prachtvoll dunkelpurpurne Solution gibt, zu der man vorsichtig, unter stetem Umrühren, tropfenweise verdünnte Essigsäure zusetzt, bis die Färbung hochrot wird und das Aussehen einer gewöhnlichen ammoniakalischen Lösung angenommen hat. Nach 24 Stunden hat sich ein Niederschlag gebildet, worauf man vorsichtig dekantiert. Archiv f. mikr. Anat., Bd. XVI, S. 466.
Karotin 43.
Karpelle 198.
Kartoffelknolle 12.
Kartoffelkrankheit 162.
Kartoffelmehl 17.
Kartoffelstärke 13. 15. 16.
— Jodfärbung 21.
— Quellung 21.
Keim s. Embryo.
Keimentwicklung 207.
Keimkern 203.
Kern 26. 32. 49. 51. 61. 127. 130.
— Aufspeicherung von Farbstoffen 27.
— Ortveränderung 33.
— der Pilzhyphen 127. 165.
— Teilung 216. 230.
— vielkerniger Zellen 130. 159. 162. 165.
Kern- und Zellteilung. Beobachtung am lebenden Objekte 214.
Kernfärbung 27.
Kerngehäuse der Äpfel 211.
Kernkörperchen 33. 214. 216. 229.
Kernscheide. Bau 93.

Kernspindel 229.
Kernteilung 214. 216. 228. 230.
— Fixierung und Färbung 217.
Kiefer. Bau des Stammes 78. Reproduktion 184. s. a. Pinus silvestris.
Kieselsäure. Nachweis 61. 136.
Kieselskelette der Diatomeen 136.
Kinoplasma 229.
Klebermehl 26. 28. 29. 30. 206. 207. Fixierung und Färbung 31. Jodfärbung 26.
Klebmittel auf Glas 29.
Kleine feuchte Kammer. Anwendung und Herstellung 151. 198.
Knochenförmige Stärkekörner 20.
Knochenöl zum Einölen der Schrauben und Gewinde des Mikroskops 24.
— zum Einölen der Mikrotomschlittenbahn 224.
Knopsche Nährlösung 133.
— Anwendung 133. 158.
— Zusammensetzung 133.
Knospengrund 200.
Knospenkern 200.
Knospenwarze 188.
Kobaltglas-Scheiben 8.
Kochsche Nährgelatine 153.
Kohlensaurer Kalk. Nachweis 61.
Kohlenstoffassimilation 108.
Kokken 141.
Kollaterale Gefäßbündel 63. 66. 73.
Kollenchym 75. 89. 91. 100.
Kolumella s. Columella.
Kompensationsokulare. Anwendung 4. 5.
— Bezugsquellen 1.
Kompositum 6. Anwendung zum Präparieren 112.
Kondensor 4.
Konidienträger von Penicillium 164.
Koniferen. Bau des Stammes 78. Befruchtung 187. Blüten 184. Samen 189.
Konjugaten 157.
Konkavokular 111.
Konnektiv 191. 193.
Kontraktion des Zelleibes 36. 38. 42.
Konventionelle Sehweite 5.
Köpfchensporen bei Bakterien 143.
Kopulation von Mucor mucedo 162.
— von Spirogyra 157.
Korallin ist Rosolsäure. Wird in 30proz. Natriumkarbonat aufgelöst.
— Färbung der Zellwände und des Kallus 68. 69. 85.
Korallinsoda s. Korallin.
Kork. Bau und Zusammensetzung 100. 103.
— Reaktionen 103.
Korkcambium. Ursprung 101.
Korkgewebe 72. 81. 100.
Korkrinde 101. 104.
Korkschicht unter Stacheln 60.
Kornblume, Fühlhaare und Fühlpapillen 59.
Korrektion der chromatischen und sphärischen Abweichungen im Bilde 4.
Korrektionsfassung der Objektive, Bezugsquellen 3.
Korrektionsfassung der Objektive 3. 22.
Kotyledonen 190. 205. 207. 208. 209.
Kreuztische. Anwendung 151.
Kristalldrüsen 106. 115.
Kristalle von Kalziumoxalat 46. 72.
Kristallführende Schläuche 86.
Kristallführende Zellen 81. 90. 91.
Kristallisierschalen zum Auswaschen fixierter Objekte in fließendem Wasser 217.
Kristall-Palast-Lack. Anwendung 29.
— Bezugsquelle 29.
Kruziferen. Keimentwicklung 205.
Kultur von Algen 132.
— von Pilzen 161. 164.
Kulturmethoden der Bakterien 152.
Kulturplatten 153.
— Abkühlen 154.
— Sterilisieren 154.
Künstliche Lichtquelle beim Mikroskopieren 8.
Kupferoxydammoniak. Lösung der Zellulose 46. 50.
— verdünnt, zur Füllung von Schusterkugeln 8.
Kupferoxydammoniaklösung zur Lösung der Zellulose, am besten darzustellen, indem man auf Kupferspäne in einem Gefäß mit eingeschliffenem Stopfen so viel konzentriertes Ammoniak gießt, daß die Späne benetzt werden. Man läßt die Lösung ablaufen, wiederum über die Späne fließen, und das so oft, bis daß die Lösung energisch Baumwolle löst. Die Reagens muß bei Abschluß des Lichtes aufbewahrt werden und vor dem Gebrauch wieder ein- bis zweimal über die Kupferspäne gegossen werden. Mangin, Journal de Botanique 1892, p. 241 Anm.
Kupfersulfat und Kalilauge für Eiweißreaktion 27.
Kupfervitriol zur Entwässerung des Alkohols 218.
Kurbel und Saite, bzw. Kette am Thoma-Jungschen Schlittenmikrotom 224.
Kürbishaare. Protoplasmaströmung 37.
Kutane Infektion 156.

Laminarschuppen bei Marchantia 124.
Lamiumhaare. Protoplasmaströmung 37.
Längsspaltung der Chromosomen 229.
Lathyrus-Arten. Kultur von Pollenschläuchen 197.
Laubblatt. Bau 104. 108.
Laubmoose. Bau 120. Geschlechtsorgane 174. Spaltöffnungen 176. Sporogonium 174.
Lävulose 48.
Lebermoose. Bau 124. Brutkörper 170. Geschlechtsorgane 171. Ölkörper 125. Sporogone 174.
Leinwand zur Reinigung der Deckgläser 12. der Objektive 15. 23.
Leitbündel im Moosstämmchen 121.
Lentizellen 101.
Leptom 66.

Leptothrix buccalis 149.
Leucojum-Arten. Pollen 195.
Leukoplasten 33. 42. 43. 44. 45. 55. 85. 214.
Levkoje, Blätter, Haare 58.
Lichtquellen beim Mikroskopieren 8.
Lignin. Reaktionen 82. 83.
Ligula bei den Selaginellen 184.
Ligulaten 183.
Liliazeen für Kernteilung 231.
Lilie. Fruchtknoten 199.
Lilium. Blätter. Spaltöffnungen 54.
Lilium-Arten. Antheren und Pollen 194. Befruchtung 205. Kernteilung 231.
Linde. Bau des Stammes 88.
Lindenholz zum Schneiden härterer Objekte 205.
Luft. Entfernen aus Präparaten 29. 46. 109. 164. 208.
Luftblasen in Präparaten 16. Entfernen 29.
Luftdichter Verschluß der Präparate 70.
Luftkammern der Marchantien 125.
Luftpumpe. Anwendung 46. 208.
Luftpumpen für mikroskopische Objekte. Anwendung 46. Bezugsquellen 46.
Lupen. Bezugsquellen 6. 7. Anwendung 111.
— aplanatische 6.
Lupine. Samen 29.
Lupinus albus. Samen 29.
Lycopersicum esculentum. Früchte, Farbkörper 41.
Lycopodium complanatum. Bau des Stengels 98. Orientierung der Vasalteile 99.
Lycopodium Selago. Bau 99.
Lysigene Interzellularen 64.
Lysimachia Nummularia. Kultur von Pollenschläuchen 197.

Makrosporangium 183. 200.
Malva crispa. Pollen 196.
Maranta arundinacea. Stärke 18.
Marantastärke 18.
Marchantia polymorpha. Antheridien 171. Archegonien 172. Befruchtung 173. Brutkörper 170. Elateren 174. Receptakeln 171. Reproduktion 170. Spermatozoiden 171. Sporogone 174.
— Vegetativer Bau 124.
Mark 49. 75. 88. 95.
Markieren der Präparate 29. 151.
Markschicht bei Flechten 128.
Markstrahlen 78. 79. 84. 89. 91.
— primäre 89.
— sekundäre 89.
Markstrahlelemente, eiweißleitende 86. stärkeleitende 84. 86. tracheidale 84. 86.
Matthiola annua. Blätter, Haare 58.
Mayerscher Karmalaun. Anwendung 131.
— Hämalaun. Anwendung 131.
— Parakarmin. Anwendung 131. Nachbehandlung 131.
Mazerationsverfahren 91.
Mechanische Gewebe 109.
— Gewebssysteme 67.
Medianschuppen bei Marchantia 124.
Meristem 114.
Mesokarp 208. 209. 210. 211.
Mesophyll 105.
Messen mikroskopischer Bilder 36.
Messer am Mikrotom 223. 224.
Messerhalter am Mikrotom 223. 224. 225.
Messerschlitten am Mikrotom 223. 224. 225.
Mestom 66.
Methylenblau 144.
— und Eosin. Oscillarienfärbung 138.
Methylenblaulösung, alkoholische für Bakterienfärbung 147.
— Doppelfärbungen bei Bakterien 147.
— Herstellung 147.
— Pektinfärbung am Pollen 192.
Methylgrün-Essigsäure s. Essigsäure-Methylgrün.
— Fuchsin 27.
— Karmalaun. Doppelfärbung 70.
Methylgrünlösung 27. 70.
Methylviolett 144. 150.
— für Ehrlichsche Lösung 147.
Micrococcus prodigiosus. Farbe 142.
Mikrometer s. Objektmikrometer.
Mikrometerschraube 13. Ihre Teilung 6.
Mikropyle 187. 200.
Mikroskop. Aufbewahrung 24. Benutzung 11. Bezugsquellen 1. 2. 3. Säule mit Handhabe 11. Spiegeleinstellung 12. Reinigung 24.
Mikroskopische feuchte Kammer. Anwendung und Herstellung 151. 198.
Mikroskopspiegel. Einstellung 12.
Mikrosomen 32. 132 214.
Mikrosporangium 183. 186. 191.
Mikrotome, einfache 53, zusammengesetzte 222 ff. Bezugsquelle 10. 222. 224.
Mikrotommesser 220. 222. 224.
— nach Henking 223.
— nach Thoma 224.
— deren Stellung 220. 222. 224. 225.
Mikrotomschnitte 220. 224. 225.
— Das Aufkleben 221. 222.
Milch. Untersuchung auf Bakterien 154.
Milchglasplatte am Präparierstativ für Beleuchtungszwecke 112.
Milchröhren 74.
Milchsaft der Euphorbien 20.
— von Chelidonium 74.
Millonsches Reagens 27.
Mimosenpollen 197.
Minot automatic rotary microtome 224.
Mistelzweige zum Nachweis von Plasmodesmen 234.
Mittellamellen 51. 82.
Mnium. Chlorophyllkörner 39.
Mnium hornum. Haube 174. Kalyptra 174. Mundbesatz 175. Spaltöffnungen 176. Sporogonium 174.
— undulatum. Vegetativer Aufbau 120.
Mohrrübe. Farbkörper 43.
Molekularbewegung, Brownsche 21.
Monokotylen. Dickenwachstum des Stammes 71. Dickenwachstum der Wurzel 96. Keimbildung 208.

Monomerer Fruchtknoten 198. 200. 208.
Monotropa Hypopitys. Fruchtknoten und Samenanlagen 201.
Moose. Vegetativer Aufbau 120.
Moosblätter. Bau 122. Chlorophyllkörner 39.
Mooskapsel 174.
Morchella esculenta. Fruchtkörper 167.
Mucor mucedo 161. Sporangien 161. Zygoten 162.
Mucorineen, heterothallische 162.
— homothallische 162.
Mundbesatz der Mooskapsel 174.
Mundstelle bei den Schwärmsporen von Cladophora 158.
Myriophyllin. Nachweis 115.
Myriophyllum. Vegetationskegel 115.

Nachweis der Bakterien 143.
Nadeln für Mikrotomschnitte 220.
Nadelhalter 9.
Nähragar für Bakterien 153.
— Bezugsquelle 153.
Nährböden für Bakterien 153. Bezugsquelle 153.
Nährgelatine für Bakterien 153. Bezugsquelle 153.
Nährlösung für Algenkulturen 132.
Nährlösungen für Bakterien 153.
Narbe 198.
Narbenlappen 199.
Narcissus-Arten. Befruchtung 205.
Nebenzellen der Spaltöffnung 55.
Neigung des Stativs. Einrichtungen dazu 1. 2.
Nelkenöl 31.
— Auswaschen gefärbter Schnitte 226.
— bei Bakterienpräparaten 148.
— Durchsichtigmachen des Pollens 196. 197.
Nervenparenchym 109.
Nessel, zweihäusige. Haare 61.
Nicotiana. Kultur von Pollenschläuchen 197.
Nigrosin-Anilinblau. Doppelfärbungen 70.
Nitrate und Nitrite. Reaktion 48.
Nostoc ciniflonum. Bau 137.
— Zellteilung 137.
Nostokazeen 138.
— Zellinhalt 138.
Notorrhiceae. Keim 205.
Nucellus 187. 200. 204.

Oberständige Fruchtknoten 198.
Objektabstand 13.
Objektiv, bildumkehrendes. Anwendung 111.
Objektive. Anwendung 3. 4. Apochromate 4. Befestigung 13. Bezugsquellen 1. 2. 3. Deckglasdicke 3. 4. 6. Wechseln der Objektive 6. 13. 14.
— für homogene Immersion. Anwendung 4. 23.
— für Wasser-Immersion. Anwendung 22. Korrektionsfassung 3. 22. Zum Präparieren 6.
Objektive. Reinigung 16. 23.
Objektivschlittenstück 6. Anwendung 15.
Objektivsystem s. Objektive.
Objektivwechsler s. Revolver.
Objektmikrometer 8. Anwendung 35.
Objekttisch 1. 11.
— drehbarer 35.
— heizbarer 22.
Objekttische, bewegliche 1. Anwendung 151.
Objektträger 8. Deren Reinigung 12.
— durchbohrte. Anwendung 114.
Oenothera biennis. Pollen 195.
Offenes Gefäßbündel 73.
Öffnungsmechanismus der Farnsporangien 179.
Okulare. Bezugsquellen 1. Bildumkehrende 7. Anwendung 111.
Öl, ätherisches 31. 104. 212.
— fettes 31.
— mikroskopischer Nachweis 30. 31.
— am Pollen 191.
— in der Oospore von Vaucheria 161.
— säurefreies, zum Einölen der Schrauben und Gewinde des Mikroskops 24.
— optisches Verhalten in Präparaten 30.
Ölbehälter der Orange 212.
Ölkörper der Lebermoose 125.
Olivenöl. Untersuchungsmedium 30.
Oogonien 160.
Oospore von Vaucheria 161.
Orange. Bau der Frucht 212.
Orange-G. 226. 227. s. a. Safranin-Gentianaviolett-Orange.
Orchideen. Befruchtung 204. Fruchknoten 204. Samenanlagen 204.
Ordnen der Schnitte unter Deckglas 29.
Original. Kultur aus dem ersten infizierten Röhrchen 154
Ornithogalum umbellatum. Samen 50.
Oscillarien. Bau 138. Bewegung 138. Herstellung von Präparaten 138. Zellinhalt 138.
Osmiumsäure. Im Dunkeln oder in dunklen Gefäßen aufzubewahren, s. auch Chromosmium.
— 0,1 proz. 217. 1 proz. 159. 172. 234. 2 proz. 217.
— 1 proz. ist auch sehr geeignet zum Fixieren kleiner Objekte unter Deckglas, indem man einen Tropfen der Lösung am Deckglasrande zufügt 159.
— — Wirkung auf Klebermehl, Eiweißkristalle, Öle 31.
Osmiumsäuredämpfe. Kleine Objekte im hängenden Tropfen am Deckglas lassen sich mit diesen Dämpfen gut und rasch fixieren, wenn man das Deckglas mit dem abwärts hängenden Tropfen für einige Minuten, auch wohl länger, über ein Gefäß legt, das 1 proz. Osmiumsäurelösung führt. Zum Färben so fixierter Objekte ist Fuchsin-Methylgrün sehr geeignet.
Ovarium 198.

Oxalsaurer Kalk 46. 60. 72. 106. Nachweis 46. 60.

Paeonia. Für Kultur von Pollenschläuchen 197.
Pallisadenparenchym 105.
Papaver Rhoeas. Petala, Bau 109.
Papillen 42.
Papillen der Narbe 199.
Pappelholz zum Schneiden härterer Objekte 205.
Papprahmen als kleine feuchte Kammer 151. 152. 198.
Paraffin als Einbettungsmedium 217. 221.
— — Durchtränkung der Objekte 218. 219.
— Entfernung aus den Schnitten 221.
Paraffinblock am Mikrotom 219.
Paraffinofen 219. 220. 221.
Paraffinschnitte 225. 226.
Parakarmin, Mayersches. Anwendung 131.
Paranüsse 31.
Paraphysen 167. 168. 169.
Parenchymscheiden der Gefäßbündel im Blatte 108. 109.
Pathogene Bakterien 156. Impfversuche 156.
Pediococcus 141.
Pektinstoffe. Färbung 46. 192.
Pelargonium zonale. Drüsenhaare 62.
Pellionia Daveauana. Leukoplasten 44.
Penicillium crustaceum 164. Fruchtkörper 165. Konidienträger 164.
Pepton-Kochsalz-Bouillon für Bakterien 153.
Peptonlösungen für Bakterien 153.
Perianthium am Archegonium von Marchantia 173.
Periblem 114. 115. 117.
Pericambium s. Pericykel.
Pericykel 72. 94. 95. 96. 117. 119.
Periderm 89. 101. 102. 104.
Perikarp 208.
Perikline 114.
Peristom 174. 175.
Peronosporeen 164.
— Geschlechtsorgane 164.
Petala. Bau 109.
Petrischalen 154.
Pferdemist für Pilzkulturen 162.
Phajus grandifolius. Scheinknollen, Leukoplasten 43, Übergang zu Chlorophyllkörnern 44.
Phaseolus vulgaris. Bohnenmehl 18.
Phelloderm 101. 104.
Phellogen 101. 104.
Phellom 104.
Phellonsäure 103.
Phloem 66.
Phloroglucin. Holzstoffreaktion 83.
Phoenix dactylifora. Samen 51.
Phosphorsaurer Kalk. Nachweis 50.
Phycomyceten 161.
Physoden 33.
Phytelephas macrocarpa „Steinnüsse" zum Nachweis der Plasmodesmen 235.
Phytophthora infestans. Aussaat 163. Konidien 163. Schwärmsporen 164. Sporangien 162. Sporangienträger 162.
Picea vulgaris 188. Archegonien 188. Befruchtung 189. Generative Zellen 189. Keim 190. Pollenschläuche 189. Samen 190.
Pikrin-Alkohol. Pikrinsäure in absolutem Alkohol. Anwendung 31.
Pikrinsäure. Anwendung 31. 70. 130. 131.
— Fixierung des Klebermehls 31.
Pikro-Anilinblau. Doppelfärbung 70.
— Nigrosin. Gesättigte, wässerige Pikrinsäurelösung wird mit wässeriger Nigrosinlösung bis zu tief olivengrüner Farbe versetzt.
— — Doppelfärbung 70.
Pilze. Vegetativer Bau 126.
Pilzkulturen 162.
Pinnularia viridis. Bau 134. Teilung 136.
Pinsel. Übertragung der Schnitte 25.
Pinus silvestris. Bau des Stammes 78. Befruchtung 189. Bestäubung 188. Fruchtschuppe 188. Männliche Blüten 184. Pollen 186. Samenanlagen 187. Zapfen 186.
Pipetten 9.
Pirus s. Pyrus.
Pistill 198.
Plasmafäden 234.
Plasmodesmen 234. 235.
Plasmolyse 36. 38. 133. 142.
— der Bakterien 142.
Plasmoptyse der Bakterien 142.
Platindraht. Anwendung bei Bakterien 141. 155.
Platinöse. Anwendung bei Bakterien. 141. 143. 152. 153. 154. 155.
Platinpinsel 155.
Platten. Abkühlung 154. Sterilisierung 154.
Plattenkulturen von Bakterien 153.
Plazentation 199.
Plazenten 179. 199. 200. 201. 213.
Pleochroismus 43.
Pleomorphismus von Bakterien 143.
Plerom 114. 115. 118.
Polarisationsapparat. Anwendung 23.
Polarisator. Anwendung 23. 43.
— bei Pleochroismus 43.
Pollen 186. 191. 194. 195. 196. 197.
— Durchsichtigmachen 196. 197.
— zusammengesetzter 197.
Pollenfächer oder Pollensäcke 185. 191.
— Öffnen 193.
Pollenmutterzellen 194. Für Kernteilung 231.
Pollenschläuche 188. 195. 202. Deren Kultur 197.
Polykarpische Blüten 198. 208.
Polypodium vulgare 179. Antheridien 180. Archegonien 181. Befruchtung 182.

Öffnen der Archegonien 181. Prothallien 180. Spermatozoiden 181.
Polytrichum 122.
Porrosche Prismen 7.
Porzellannäpfchen bei Paraffineinbettung 218.
Porzellanschälchen, viereckige mit Glyzerin ausgeriebene zur Paraffineinbettung 218.
Präparate 12. 25. 29.
— Bezeichnung 29. 151. Will man Objektträger, die den verschiedenen Einwirkungen während der Färbung der Präparate ausgesetzt werden sollen, bezeichnen, so geschieht das am besten mit Wasserglas. Man schreibt mit diesem auf dem Objektträger und erhitzt hierauf die Stelle, indem man sie einige Sekunden lang der blauen Spitze einer Bunsenflamme aussetzt. Ein Stoß gegen einen harten Gegenstand genügt, um die körnig gewordene Oberfläche der Schrift zu entfernen, die nunmehr glatt erscheint und allen Eingriffen widersteht. Robert F. Griggs, The Ohio Naturalist. 1907, p. 157.
— Entfernen der Luftblasen 29. 45.
— Etiketten 29.
— Fertigstellung 29.
— frische, Herstellung 12. 25.
— Gestelle 9.
— Ordnen der Schnitte 29.
— Provisorischer Verschluß 71.
— Umkehrung 114.
— Verschluß 70. 71.
Präparatenkästen 9.
— Bezugsquellen 9.
Präparieren auf dunklem Grund 111.
— mit dem Kompositum 7. 111.
— mit dem bildumkehrenden Objektiv 111.
— mit dem bildumkehrenden Okular 111.
— mit dem bildumkehrenden Prisma 111.
— mit dem Präpariermikroskop 111.
— mit dem zusammengesetzten Mikroskop 7. 111.
Präparierklotz 111.
Präpariermikroskop 6. Anwendung 111. 112.
— Bezugsquelle 6.
Präpariernadeln 9. 111.
Präparierobjektiv 7. 111.
Präparierschere 9.
Präpariersysteme 6.
Primäre Rinde 67. 88.
— Vasalteile 88.
Primula sinensis. Drüsenhaare 62.
— — Giftigkeit des Sekrets 62.
Prisma bildumkehrendes 7. Anwendung 111.
Procambium 115.
Proteinkörner 26. 28. 29. 30. Jodfärbung 26.
Proteinstoffe. Reaktionen 27.
Prothallium der Farne 40. 179.
Prothalliumgewebe 181.
Protonema 121.
Protoplasma. Reaktionen 27.
Protoplasmaströmung 31 ff. 109. 162.
— Hautschicht 39.
— Wundreiz 38.
Protoplasten. Ihr Zusammenhang 234.
— Nachweis 234.
Protoxylemelemente 66.
Provisorischer Verschluß der Präparate 71.
Psalliota. Fruchtkörper 166. 167.
— campestris. Vegetativer Bau 127.
Pteridophyten. Konzentrische Gefäßbündel 96.
— Reproduktion 177.
Pteris aquilina. Gefäßbündel 96.
— cretica. Vegetationskegel der Wurzel 119.
Purpurbakterien 142.
Pyoktanin, ein sehr reines Methylviolett, als solches unter dem Namen Pyoktanin coeruleum bei E. Merck in Darmstadt. Für Plasmaverbindungen 234.
Pyoktaninlösung 1 *g* Pyoktanin auf 30 *ccm* Wasser 234.
Pyrenoide. Bau und Verhalten 130. 132. 133. 134.
Pyrola-Arten. Samenanlagen 201.
Pyrus communis. Bau des Fruchtfleisches 46. Steinzellen 47. Zuckerreaktion 47.
Pyrus Malus. Bau der Frucht 210.

Quecksilberoxydul, salpetersaures 26.
Quellung der Membran 207.
— der Stärke 21. 22.
— der Zellwände 50. 51. 83. 234. 235.
Quellungsschichten der Membran 206.
Quercus suber. Kork 103.
Querschnitte. Deren Orientierung 79.

Radiale Schnitte. Deren Orientierung 79.
Radicula 190.
Randschüppchen bei Marchantia 124.
Ranunculus Ficaria. Keim 210.
Ranunculus repens. Ausläufer. Gefäßbündel 73.
Ranunkulazeen. Fruchtknoten und Samenanlagen 198. 199.
Raphe 200.
Raphiden 72.
Rasiermesser 9. Abziehen 25. Benutzung 24. 79. Schneiden zwischen den Fingern 110.
— Vorsichtsmaßregeln beim Schneiden 24. 25.
Raspailsche Reaktion 27.
Rauchgläser zum Abdämpfen des Lichtes beim Zeichnen mit dem Abbeschen Zeichenapparat 34.
Reagentien. Bezugsquelle 10. Verzeichnis 238.
— Erstmalige Anwendung 20.
Reagenzglaskulturen von Bakterien 155.
Rechtwinklige Schneidung der Scheidewände 114.

Recurrensspirillum, Spirillum Obermeieri 144.
Reduktion der Chromosomenzahl 231.
Reduktionsteilung 231.
Reinigen des Mikroskops 24.
Reinkulturen von Bakterien 153.
Reispapier, japanisches. Für Deckglasreinigung 12. 15.
Reizmittel für Spermatozoiden 182.
Revolver. Anwendung 4. 6. 15. Bezugsquelle 1. 6.
Rhizinen oder Haftfasern bei Anaptychia ciliaris 128.
Rhizoiden der Moose 121. 125.
Rhodobakteriazeen 142.
Rhododendron. Pollen 197.
Ribes rubrum. Periderm 104.
Rinde, primäre 64. 72. 88.
Rindenporen 101.
Rindenschicht, innerste 99.
— bei Flechten 128.
Rittersporn. Fruchtknoten 198.
Rizinus. Samen 30.
Rizinusöl 31.
Rohrzucker. Nachweis 48.
— Plasmolyse der Bakterien 142.
— Reizmittel für Moosspermatozoiden 182.
Rohrzuckerlösung. 2—4 proz. veranlaßt Vaucheria zur Bildung von Geschlechtsorganen 160.
Rose. Stacheln 60.
Rosolsäure s. Korallin.
Russula. Fruchtkörper 166.
Ruta graveolens. Bau der Blätter 104.

Saccharomyces cerevisiae. Bau 138. Sprossung 138.
Saccharomyceten. Bau 139.
Saccharum officinarum. Wachsüberzug 63.
Safranin. Für Kernteilung 226.
— Membranfärbung 70. 98. 113.
— Pektinfärbung am Pollen 192.
— für Plasmodesmen 235.
Safranin - Gentianaviolett - Orange - Färbung. Anwendung 226. 227.
Salpetersäure. Anwendung 137 s. a. Chlorsaures Kali.
— Wirkung auf Kalziumphosphatsphärite 50.
— Wirkung auf Inulinsphärite 49.
Salpetersaures Quecksilberoxydul 26.
Salzsäure. Anwendung 61. 137.
— Alkohol. Behandlung der mit Safranin tingierten Mikrotomschnitte 226. Entfärbung der Bakterien 147.
— Einwirkung auf Diatomeenschalen 137.
— Holzstoffreaktion 83.
— 1 proz. für Nachbehandlung von Karminpräparaten 131.
— und Chlorsaures Kali. Diatomeenpräparate 137.
Sambucus nigra. Lentizellen 101. Stamm 100.
Samen. Ihr Bau bei Alisma Plantago 208. Capsella bursa pastoris 205. Picea vulgaris 189. Pyrus Malus 211.
Samenanlagen 200.
— anatrope 201.
— kampylotrope 209.
Sameneiweiß 190.
Samennaht 200.
Samenschale 205.
Sammelfrucht 208.
Sammelzellen 108.
Sarcina 141.
Satiniertes Papier für Beleuchtungszwecke 111.
Säule des Mikroskops 10.
Schalenansicht bei Diatomeen 134.
Scharniere an Spaltöffnungen 55.
Scheiden 64. 65 66. 108. 109.
Scheidewandbildung 216. 230.
Scheitelbucht am Thallus von Marchantia 124.
Scheitelzelle an Wurzeln 119. 120.
Schimmelpilze 162. 164.
Schizogene Interzellularen 64.
Schizomyceten s. Bakterien.
Schizosaccharomyceten 139.
Schleimbildung 206.
Schleimpfropf an den Siebplatten 69.
Schleimzellen der Marchantien 126.
Schließfrucht, saftige. Bau 210.
Schließhaut 50. 80. 84. 98. 234. 235.
Schließzellen der Spaltöffnungen 52.
Schlitten zum Wechseln der Objektive 4. 6.
— Objektivwechsler. Anwendung 15.
Schlittenmikrotome. Anwendung 222 ff.
Schneiden dünner Objekte 52.
— zwischen den Fingern 110. 188. 201.
— zwischen Kork 208.
— härterer Objekte 205.
— — zwischen Holundermark 52.
— mit dem Rasiermesser 24. 79.
— zwischen Sonnenrosenmark 53.
Schneidenfacette des Mikrotommessers 225.
Schnittbänder 224.
Schnitte. Ordnen 29.
— mikroskopische. Herstellung 24. 25.
— durch Stammteile. Richtung 78.
Schnittserien 221.
Schöllkraut s. Chelidonium
Schränkchen für Mikroskope 24.
Schraubenkopf der Mikrometerschraube. Dessen Teilung 6.
Schulzesches Mazerationsverfahren 91.
Schuppen 59. 60.
— Entwicklung bei Hippuris 113.
— der Marchantien 124.
Schusterkugel für Beleuchtungszwecke 8.
Schutzleisten. Aufkleben 29.
Schwammparenchym 106.
Schwärmende Bakterien 143.
Schwärmsporen 158. 159. 164.
Schwefelbakterien 142. 143.
Schwefeldioxyd zum Bleichen der Pflanzen 201.
— Herstellung und Anwendung 201.

Schwefelkörner in Bakterien 142.
Schwefelsäure. Anwendung 94. 103. 136.
— Verhalten der Cuticula 54.
— Einwirkung auf Diatomeenschalen 136.
— Färbung des Öls am Pollen 192. 197.
— Einwirkung auf Pollenkörner 192. 196. 197.
Schwefelsäure zum Nachweis der Plasmodesmen 234. 235.
— und Chromsäure. Kieselsäurenachweis 61. 136.
— und Pyoktanin. Zum Nachweis der Plasmodesmen 234.
— verdünnte. Anwendung 46. 51. 83. 235. Herstellung 83.
— Quellung der Zellwand 50. 51. 83. 234. 235.
— und Zucker für Eiweißreaktion 27.
Schwefelsaures Anilin. Holzstoffreaktion 83.
Scolopendrium vulgare. Blattbau 177. Indusium 177. Sori 177. Sporangien 177.
Secale cereale. Wachsüberzug 63.
Schweite 7. 34.
Sekretbehälter 104. 106.
Selaginella Martensii 183. Makrosporangien 183. Mikrosporangien 183. Vegetativer Aufbau 183.
Seta 174. 176.
Shepherdia canadensis. Blätter, Schuppen 59.
Siebeimerchen 218.
Siebplatten 66. 69. 85. 87. 90. 94. 100.
Siebröhren 66. 69. 73. 79. 81. 85. 87. 90. 94. 97. 98. 100.
Siebteil 66. 69. 73. 77. 100.
— der Wurzel 93.
Siebteilparenchym 77.
Siebtüpfel 81. 85. 87.
Simplex 6. Anwendung 111. s. a. Präpariermikroskop 172.
Skapelle 9. Benutzung 79. Für Mikrotomschnitte 220.
Sklerenchym 47. 66 67.
Sklerenchymfasern 50. 66. 73. 98. 208. 211.
Sklerenchymplatten 98.
Sklerenchymring 75. 77.
Sklerenchymscheide 99.
Sklerenchymstrang 74.
Society-screw 6.
Sonnenlicht. Schädlich für Bakterien 155.
Sonnenrosenmark. Anwendung 53.
Sori 177.
Spaltalgen. Bau 137.
Spaltöffnungen. Bau 52ff.
— an Früchten 210. 212.
— der Mooskapsel 176.
— Öffnen und Schließen 54.
Spaltpilze 141 s. auch Bakterien.
Spätholz 80.
Spermakern 189. 203. 204.
Spermatien 170.
Spermatozoiden der Farne 181. Bewegung 181. Ihr Einfangen 182. Reizmittel 182. Verlangsamung ihrer Bewegung 181.
Spermatozoiden der Lebermoose 171.
Spermogonien bei Flechten 169.
Sphagnum acutifolium. Vegetativer Bau 122.
Sphagnum cymbifolium. Vegetativer Bau 121.
Sphärite von Kalziumphosphat 5. von Inulin 49.
Sphärokristalle 49.
Spiegel am Präpariermikroskop 111.
Spiegelstellung am Mikroskop 12. 14.
Spindelfasern 229.
Spirillen. Verhalten 144.
Spirillum sputigenum 149.
Spirochaete dentium 149.
— Obermeieri. Verhalten 144.
Spirogyra majuscula. Bau 132. 133.
— — Kultur 133.
Spirogyren. Kopulation 157.
Splachnazeen 174.
Sporangien 161. 162.
— der Farne 177. Ihr Öffnen 179.
Sporenbildung bei Bakterien 143.
Sporensack in der Mooskapsel 176.
Sporogonium 174.
Spritze, Stroscheinsche 156.
Sproßpilze s. Saccharomyceten.
Stacheln 60.
Stahlpinzetten 9.
Stamen 191.
Stammeigene Gefäßbündel 113.
Stärke 13ff. 44. 74.
— sich weinrot mit Jod färbende 74.
— Teilkörner 19.
Stärkebildner 20. 43. 44.
Stärkeführende Zellen 91.
Stärkekörner 13. 15. Bildung 40. 44.
— zusammengesetzte 17. 19.
Stärkenachweis in Chlorophyllkörnern 40.
Stärkescheide 75. Ursprung bei Farnen 98.
Stärkeschicht 98.
Stärkezellulose Reaktion 169.
Stative. Anwendung 11. 23. Bezugsquellen 1. 2. 3. 4.
— größere. Anwendung 23.
Staubblatt 185. 191.
Staubfächer 191.
Staubfädenhaare von Tradescantia 32. 214.
Staubweg 199. 209.
Steinnüsse s. Phytelephas macrocarpa 235.
Steinzellen 47.
Stempel 198.
Stengelchen 190.
Stereiden 67.
Stereome 67.
Sterigmen 166.
Sterilisieren in Büchsen aus Eisenblech 154.
— in der Flamme 141. 151. 154.
Stielchen der Samenanlage 200.
Stigma der Schwärmsporen 158.

Stigma oder Narbe des angiospermen Fruchtknotens 198.
Streichriemen 25.
Streifung der Zellwandung 50.
Strelitzia Reginae. Blüten, Farbkörper 41.
— gefärbter Zellsaft 42.
Strömung des Protoplasma 32.
Strosceinsche Spritze für Bakterieneinspritzung 156.
Stützfasern 229.
Stylus 198.
Suberin. Reaktionen 103. 192.
Subhymenialgewebe 166. 168. 169.
Subkutane Injektion 156.
Suspensor 207.
Süßwasseralgen. Deren Kultur 132.
— Nährlösungen 133.
Symbiose bei Flechten 128.
Syncarpium 208.
Synergiden 202. 203. 204. 205.
Syringa vulgaris. Bau der Blätter 108. Vegetationskegel 116.
Systeme s. Objektive.

Täubling s. Russula.
Tangentiale Schnitte. Deren Orientierung 79.
Tannenwedel 110.
Tannenzweige (Abies) zur Untersuchung auf Plasmodesmen 234.
Tapetenzellen 194.
Taxus baccata. Dickenwachstum der Wurzel 96.
Terpentin. Anwendung 70. 145.
— Entfernung des Paraffins 221. 226.
— venetianisches, mit gelbem Wachs zum provisorischen Verschluß der Präparate 71.
Testa 206. 209.
Testobjekte 137.
Tetraden 183.
Thallus der Flechten. Vegetativer Bau 128.
— der Marchantien. Bau 124.
Theca der Pollensäcke bei Angiospermen 191.
Thermoregulator 220.
Thoma-Jungsches Mikrotom 222.
Tierisches Gewebe. Härtung 147.
Tilia parvifolia. Bau des Stammes 88.
Tingierung der Objekte 70, 131.
Tomaten. Farbkörper 41.
Torus 80. 98.
Tracheen s. a. Gefäße 65. 69. 76. 90. 92.
Tracheidale Markstrahlelemente 86.
Tracheiden 65. 69. 79. 83. 89. 90. 93.
Tradescantia. Kultur von Pollenschläuchen 194.
— virginica. Blätter 54.
— — Direkte Kernteilung 234.
— — Generativer Kern 195. Vegetativer Kern 195. Pollen 194.
— — Spaltöffnungen 54.
— — Staubfädenhaare 32. Zellteilung 214.
Tradescantia zebrina. Blätter. Spaltöffnungen 55. Staubfädenhaare 37.
Träger 67.
Trama der Hymenomyceten 166.
Transpirationsgewebe 108.
Traubenzucker. Nachweis 48.
Traubenzucker-Agar 153.
Trennungsschicht unter Stacheln 60.
Treppenförmig verdickte Tracheen und Tracheiden 97. 100.
Treppengefäße 97.
Trianea bogotensis. Wurzelhaare 38.
Triticum durum. Stärke 19.
Triticum vulgare. Weizenkorn. Bau 28.
Trockenofen von Jung 220.
Trockenschrank. Anwendung bei Bakterien s. Wärmeschrank.
Trockensysteme. Bezugsquellen 1. 2. s. a. Objektive.
Tropaeolum majus. Blätter, Wasserspalten 56. Blüten, Farbkörper 40.
Tropffläschchen 8.
Tubus, verschiebbar in der Hülse 2. 3. 13, durch Zahn und Trieb 1. 2. 3. 12.
Tubuslänge der kontinentalen Stative 6.
Tubusschlittenstück. Anwendung 14. Bezugsquelle 6.
Tulpe. Antheren und Pollen 194.
— Fruchtknoten 199.
Tüpfel, einfache 50. Einseitig behöfte 69. 80. 98. Hoftüpfel 73. 80. 98.
— der Pilzhyphen 127.
Tüpfelfläche. Färbung 46.

Übermangansaures Kali. Diatomeenpräparate 137.
Übertragung der Schnitte 25.
Uhrgläser 9.
Umkehrung der Schnitte 25, 113.
Unterständige Fruchtknoten 200.
Urtica dioica. Haare 61.
Utensilien für bakteriologische Arbeiten. Bezugsquellen 153.

Vakuolen 137.
Vallisneria spiralis. Blätter. Protoplasmaströmung 38.
Vanillinsalzsäure, d. h. eine in Salzsäure gelöste geringe Menge Vanilin. Anwendung 115.
Vasalparenchym 66. 73. 76. 97.
Vasalprimanen 66. 73. 76. 97.
— Anlage 115.
Vasalteil 66.
Vaucheria sessilis. Schwärmsporen 159.
— Geschlechtsorgane 160.
Vegetabilisches Elfenbein ist Endosperm der Samen von Phytelephas macrocarpa 235.
Vegetationskegel des Stammes 110, 115.
— der Wurzel 117.
Vegetationspunkte. Bau 113. Schneiden 110.

Vegetativer Kern 195.
— im Pollenschlauch 198.
Ventralschuppen bei Marchantia 125.
Verbascum nigrum. Blüten, gefärbter Zellsaft 42.
— — Petala. Bau 109.
Verbindung der Protoplasten 234.
Verbindungsfäden 230.
Verdickungsleisten 45. 98. 193.
Verdickungsring oder Cambiumring 71.
Verdickungsschichten der Zellwand 50. 51. 102. 206.
Vergrößerung, Bestimmung 36.
Verholzung 47.
— der Mittellamellen 83.
Verkieselung. Nachweis 61.
Verkorkte Membranen. Reaktionen 103.
Verschleimung 206. 207.
Verschluß der Präparate 29. 70.
— provisorisches 71.
Verschlußharze und Verschlußlacke 29. 70. 71. 146.
Verschlußschicht der Lenticellen 102.
Vesuvin entspricht Bismarckbraun.
Vicia Faba. Wurzelspitzen zur Untersuchung der Kern- und Zellteilung 228.
Vielkernige Sporen 159. 162.
— Zellen s. Zellen, vielkernige.
Vinca major. Sklerenchymfasern 50.
— und minor. Blüten, gefärbter Zellsaft 42.
— — Leisten der Zellwand 42.
Viscum album. Zweige zum Nachweis der Plasmodesmen 234.
Viszinfäden in den Pollensäcken von Oenothera 195.
Vorkeim der Moose 121.

Wachs 51. 62. 63.
— Nachweis 63.
— für provisorischen Verschluß der Präparate 71.
Wachsüberzüge 51. 62. 63. 210.
Wärmeschrank. Anwendung 146. 149. 154. 219. 220.
Wasser zum Aufkleben der Mikrotomschnitte 221. 222.
— ausgekochtes, um Luft zu entfernen aus den Präparaten 46.
— Untersuchung auf Bakterien 154.
— — in Wasser 12.
Wasserentziehende Flüssigkeiten. Anwendung 36.
Wasserimmersion 2. 3. 5. Anwendung 22.
Wasserspalten 56.
Wechsel der Objektive 4. 6. 14. 15.
Weizenkorn. Bau 28.
Weizenmehl 19. 28.
Westindisches Arrow-root 19.
Wiederfinden bestimmter Stellen im Präparat 151.
Wimpern am Urnenrand der Laubmoose 175.
Wolfsmilcharten. Stärke 20.
Würzelchen 190.
Wurzel. Bau 93. Dickenwachstum 96.
— Vegetationskegel 117.
Wurzelhaare 37.
Wurzelhaube 117. 119. 120. 190.
Wurzeln der Gymnospermen 190.
Wurzelspitzen von Vicia Faba zum Studium der Kern- und Zellteilung 228.

Xanthoproteinreaktion 27.
X-Strahlen. Wirkung auf Bakterien 155.
Xylem 66.
Xylol. Anwendung 145. 148.
— zum Entfernen des Paraffins 221. 222.

Yucca. Fruchtknoten 199.

Zahlenreduktion der Chromosomen 231.
Zahn und Trieb am Stativ 13.
Zahnbeleg. Untersuchung auf Bakterien 149.
Zähne am Urnenrand der Laubmoose 174.
Zäpfchenrhizoiden bei Marchantia 125.
Zapfen von Pinus 186.
Zea Mays. Stengel. Gefäßbündel 64.
Zedernholzöl. Anwendung 5. 23.
— Aufbewahrung 6.
— bei Bakterienpräparaten 145.
— als Immersionsflüssigkeit 5. 23.
— entweder das zum Aufhellen benutzte oder das verdickte, an Stelle von Chloroform, bei Paraffineinbettung 219.
Zeichenapparat. Anwendung 33 ff.
— nach Abbe. Anwendung 33.
— mit Prismenpaar. Anwendung 34.
Zeichenfläche. Abdämpfen 34.
— Bestimmung der Neigung 35.
Zeichenkarton 36.
Zeichenprisma. Bezugsquelle 7.
Zeichenpulte 7. Anwendung 33.
Zeichnen 17. 33.
Zellanordnung am Vegetationskegel 114.
Zellen, vielkernige 130. 159. 162. 165.
Zellkern s. Kern.
Zellplatte 216. 230.
Zellteilung 214. 228. 230.
— Beobachtung am lebenden Objekte 214.
Zellsaft, gefärbter 41. 42. 43. 55.
Zellulosereaktion 46.
Zellwände. Grenzhäutchen 51. Mittellamellen 51. Quellung 50. 234. 235. Streifung 49. 50. Verdickung 45. Verdickungsschichten 50. 51. 102. 206.
— unverholzte, Färbung 70.
— verholzte, Färbung 70.
Zentralkörper bei Nostoc 137.
— bei Oscillarien 138.
Zentralzylinder 64. 66. 72. 98. 121. 122. 123.
— der Lycopodien 98.
— der Moose 121. 122.
— der Wurzel 93.

Zentrosomen 229.
Ziehlsche Karbolfuchsinlösung für Bakterienfärbung 147.
Zilien an Bakterien 143.
— an Schwärmsporen 158. 159. 164.
— an Spermatozoiden 161.
Zimmerkultur von Algen 132.
Zinkgestell für Präparate 18.
Zitronenöl. Durchsichtigmachen des Pollens 196. 197.
Zoogloea 141. 150.
Zucker. Nachweis 47.
Zuckerarten, reduzierende 48.
Zuckerlösung. Beobachtung von Samenanlagen 102. 205.
— mit Gelatine für Kultur von Pollenschläuchen 197.
— bei Kernteilungsuntersuchungen 214.
Zuckerlösung. Für Pollenuntersuchg. 192.
Zuckerreaktion 47.
Zuckerrübe, weiße. Wurzel, Bau 45. Nitrate und Nitrite, Reaktion 48. Zuckerreaktion 47.
Zugfasern 229.
Zukitten der Präparate 71.
Zusammengesetzte Pollenkörner 197.
— Stärkekörner 17. 19.
Zusammenhang der Protoplasten 234.
Zwickel der Mittellamellen 83.
Zwischenstreifen in den Lentizellen 102.
Zygnema 157.
Zygoten von Mucor mucedo 162.
— von Spirogyra 157.
Zylinder für Farbstofflösungen 227.
Zylinderblendung. Bezugsquellen 1. 2. 3. 11.
Zytoplasma s. Cytoplasma.

Druck von Ant. Kämpfe in Jena.

P7-EQE-309